

Aus dem Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen  
der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

## **Hygieneanalyse in einer Pferdeklinik**

Inaugural-Dissertation  
zur Erlangung des Grades eines  
Doctor medicinae veterinariae (Dr. med. vet.)  
durch die Veterinärmedizinische Fakultät  
der Universität Leipzig

eingereicht von  
Iris Angelika Elfriede Frank  
aus Erlangen

Leipzig, 2019

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät der Universität Leipzig

Dekan: Prof. Dr. Walter Brehm

Betreuer: Prof. Dr. Uwe Truyen

Gutachter: Prof. Dr. Uwe Truyen, Institut für Tierhygiene und Öffentliches  
Veterinärwesen, Leipzig

PD Dr. habil. Jochen Schulz, Institut für Tierhygiene, Tierschutz und  
Nutztierethologie, Hannover

Tag der Verteidigung: 02.04.2019



## Inhalt

1	Einleitung .....	1
2	Literatur .....	2
2.1	Stallklima im Pferdestall .....	2
2.2	Bauliche Grundlagen einer idealen Pferdeklinik .....	3
2.3	Hygienemaßnahmen in der Pferdeklinik .....	4
2.3.1	Hygieneplan .....	5
2.3.2	Händehygiene .....	5
2.3.3	Reinigung .....	7
2.3.4	Desinfektion und Sanitation .....	8
2.3.5	Probennahmeverfahren für die mikrobiologische Untersuchung .....	12
2.3.5.1	Abklatschverfahren .....	12
2.3.5.2	Tupferabstrichverfahren .....	13
2.4	Beschreibung der ausgewählten Bakterienspezies .....	13
2.4.1	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus aureus</i> (MRSA) .....	13
2.4.2	Streptokokken .....	14
2.4.2.1	<i>Streptococcus equi</i> subsp. <i>equi</i> .....	15
2.4.2.2	<i>Streptococcus equi</i> subsp. <i>zooepidemicus</i> .....	15
2.4.3	<i>Escherichia coli</i> und ESBL .....	16
2.4.4	Salmonellen .....	17
2.4.5	<i>Acinetobacter baumannii</i> .....	18
2.4.6	<i>Rhodococcus hoagii</i> ( <i>Rhodococcus equi</i> / <i>Prescotella equi</i> ) .....	19
3	Material und Methoden .....	20
3.1	Material .....	20
3.1.1	Bakterien .....	20
3.1.2	Nährmedien sowie deren Bestandteile .....	21
3.1.3	Biochemische Identifizierungssysteme .....	21
3.1.4	Chemikalien und Reagenzien .....	21
3.1.5	Geräte .....	22
3.1.6	Verbrauchsmaterialien .....	22
3.2	Methoden .....	23
3.2.1	Eigenschaften der verwendeten Nährmedien .....	23
3.2.2	Bestandsaufnahme in der Chirurgischen Tierklinik .....	27
3.2.2.1	Bauliche Gegebenheiten der Chirurgischen Tierklinik .....	27
3.2.2.2	Fragebogen über das Hygieneregime .....	28
3.2.2.3	Auswertung der Patientendaten .....	28
3.2.3	Probennahmen .....	29
3.2.3.1	Auswahl der Probenentnahmepunkte .....	29



3.2.3.2 Durchführung der Probennahmen .....	29
3.2.4 Probenbearbeitung .....	30
4 Ergebnisse .....	37
4.1 Bauliche Gegebenheiten der Chirurgischen Tierklinik .....	37
4.2 Hygienemaßnahmen in der Chirurgischen Tierklinik .....	40
4.2.1 Hygieneplan .....	40
4.2.2 Auswertung des Fragebogens.....	40
4.3 Auswertung der Patientendaten .....	42
4.4 Ergebnisse der Probennahmen .....	45
4.4.1 Instrumentenaufbereitung .....	46
4.4.2 Bildgebung .....	48
4.4.3 Klinikhalle und Mittelgang .....	49
4.4.4 Stall 55	
4.4.5 OP-Saal .....	61
4.5 Hygieneplan .....	64
5 Diskussion .....	68
5.1 Bauliche Gegebenheiten .....	68
5.2 Hygienemaßnahmen .....	69
5.2.1 Hygieneplan und Desinfektionsmittel .....	69
5.2.2 Patientendaten .....	70
5.3 Probennahmen .....	71
5.3.1 Instrumentenaufbereitung .....	71
5.3.2 Bildgebung .....	71
5.3.3 Klinikhalle und Mittelgang .....	72
5.3.4 Stall 73	
5.3.5 OP-Saal .....	74
5.3.6 Luftkeimsammelproben.....	75
6 Zusammenfassung .....	77
7 Summary .....	79
8 Literaturverzeichnis .....	81
9 Anhang.....	91
9.1 Fragebogen .....	91
9.2 Instrumentenaufbereitung.....	101
9.3 Klinikhalle und Mittelgang.....	102
9.4 Stall .....	105
9.5 OP-Saal.....	105
Tabellenverzeichnis .....	108
Abbildungsverzeichnis.....	109
Danksagung .....	110

## Abkürzungsverzeichnis

%	Prozent
°C	Grad Celsius
µg	Mikrogramm (10 <sup>-6</sup> Gramm)
µl	Mikroliter (10 <sup>-6</sup> Liter)
Abb.	Abbildung
<i>A. baumannii</i>	<i>Acinetobacter baumannii</i>
Aqua dest.	Aqua destillata
BMELV	Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
CAMP-Phänomen	Christie-Atkins-Munch-Petersen-Phänomen
CASO	Caseinpepton-Sojamehlpepton
CT	Computertomograph
CTK	Chirurgische Tierklinik (inzwischen Teil der Klinik für Pferde)
cm <sup>2</sup>	Quadratcentimeter
DNA	Desoxyribonucleic acid (Desoxyribonukleinsäure)
DSMZ	Leibniz-Institut DSMZ - Deutsche Sammlung von Mikroorganismen und Zellkulturen GmbH
DVG	Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
<i>E. cloacae</i>	<i>Enterobacter cloacae</i>
ESBL	extended spectrum beta-Lactamase
et al.	und andere
etc.	et cetera
EU	Europäische Union
f.	folgender

ff.	folgende
g	Gramm
GKZ	Gesamtkeimzahl
h	hour(s) = Stunde(n)
H <sub>2</sub> S	Schwefelwasserstoff
KbE	Kolonie-bildende Einheiten
KTBL	Kuratorium für Technik und Bauwesen in der Landwirtschaft
l	Liter
LKZ	Lebendkeimzahl
log	Logarithmus
m	Meter
m <sup>3</sup>	Kubikmeter
mg	Milligramm
min	Minuten
ml	Milliliter
MRSA	Methicillin-resistenter <i>Staphylococcus aureus</i>
MSRV-Agar	modified semi-solid Rappaport Vasiliadis agar
MSSA	Methicillin-sensitiver <i>Staphylococcus aureus</i>
NCTC	National Collection of Type Cultures
Nr.	Nummer
OP	Operation
PBS	Phosphatgepufferte Salzlösung
PCR	Polymerase-Kettenreaktion
pH-Wert	pondus Hydrogenii, Maß für den sauren oder basischen Charakter einer wässrigen Lösung, Gegenzahl des dekadischen Logarithmus der Wasserstoffionenaktivität
pKa	Säurekonstante
ppm	parts per million
<i>R. hoagii</i>	<i>Rhodococcus hoagii</i>

S.	<i>Salmonella</i>
s	Sekunde
<i>S. aureus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
sp.	Spezies/Art
spp.	mehrere Spezies/Arten
subsp.	Subspezies (Unterart)
Tab.	Tabelle
Temp.	Temperatur
u.a.	unter anderem
VAH	Verbund für Angewandte Hygiene e.V.
VO	Verordnung
XLD	Xylose-Lysin-Desoxycholat
XLT4	Xylose-Lactose-Tergitol 4
z.B.	zum Beispiel

# 1            **Einleitung**

Bei der vorgelegten Arbeit handelt es sich um eine Kooperation zwischen dem Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen der Veterinärmedizinischen Fakultät Leipzig und der Chirurgischen Tierklinik (jetzt Teil der Klinik für Pferde) der Veterinärmedizinischen Fakultät Leipzig. Ziel der Arbeit war es, den *Status quo* des Hygieneregimes in der CTK zu erfassen, wo notwendig Verbesserungsvorschläge zu erarbeiten sowie einen Hygieneplan zu erstellen.

In der Humanmedizin sind nosokomiale Erkrankungen eine gefürchtete Komplikation des Krankenhausaufenthaltes. Bis zu 30% der Intensivpatienten in westlichen Industriestaaten erkranken an einer nosokomialen Infektion (VINCENT et al. 2003). Seit über zehn Jahren sind nosokomiale Infektionen auch in der Veterinärmedizin in den Vordergrund gerückt (WALTHER et al. 2014). In der Pferdemedizin war in diesem Zusammenhang die Schließung von Kliniken nötig. Betroffene Patienten müssen über einen längeren Zeitraum und zum Teil mit wechselnden Antibiotika behandelt werden und stehen länger in der Klinik, woraus ein verlängertes Leiden seitens der Patienten resultiert. Die hohen Kosten durch die Behandlung, die mitunter aufwendigen Reinigungs- und Desinfektionsprogramme sowie die fehlenden Einnahmen durch das Ausbleiben neuer Patienten dürfen ebenso nicht außer Acht gelassen werden. Bei den vorbeugenden Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen in Pferdekliniken ergeben sich gegenüber der Humanmedizin bzw. der Kleintiermedizin andere Voraussetzungen. So sind zum Beispiel die Staubbelastung durch Futtermittel und Einstreu sowie die Menge an Mist viel umfangreicher (WALTHER et al. 2014). Des Weiteren benötigen Pferde eine möglichst gute Frischluftversorgung, um die Atemwege zu schonen. Die offene Bauweise der Pferdeställe bietet allerdings gute Bedingungen für nistende Vögel. Diese können resistente Keime einschleppen (GUENTHER et al. 2010). Da Patienten aus unterschiedlichen Ställen mit verschiedenem Keimspektrum zusammenkommen, werden die oft bereits immungeschwächten Tiere in der Klinik mit vielen für ihr Immunsystem unbekannten Mikroorganismen konfrontiert. Deshalb ist es unerlässlich, durch geeignete Maßnahmen den Keimdruck so gering wie möglich zu halten. Personal, welches zum Beispiel mit MRSA kolonisiert ist, stellt ein großes Risiko sowohl in der Human- als auch Veterinärmedizin dar (SIEBER et al. 2011, PANCHAUD et al. 2010). Sehr gute Erfahrungen wurden in der Studie von SIEBER et al. (2011) mit einem strikten Hygieneregime gemacht. Dieses beinhaltete die Händedesinfektion nach jedem Patienten, die konsequente Nutzung von Einmalhandschuhen, die regelmäßige Schulung des Personals mit Ernennung von Hygieneverantwortlichen und die Isolierung von Methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus* (MRSA)-positiven Pferden. Bei Aufnahme bereits mit MRSA besiedelte Pferde haben eine höhere Wahrscheinlichkeit eine Infektion zu erleiden (WEESE et al. 2006). Die

Bedeutung von Extended-spectrum  $\beta$ -lactamase (ESBL)-bildende *E. coli*, die von gesunden Trägern in klinische Einrichtungen eingebracht werden, nimmt in der Pferdemedizin ebenfalls zu (MADDOX et al. 2012). Zusammenfassend sind in der Human- und Veterinärmedizin der Besiedlungsstatus der Patienten zum Zeitpunkt der Aufnahme, das Hygieneregime, die Händehygiene-Compliance, das Antibiotikaregime und das kolonisierte Personal von zentraler Bedeutung (WALTHER et al. 2014).

Die vorliegende Arbeit beschäftigt sich mit der Fragestellung, welche hygienischen Voraussetzungen in der Chirurgischen Tierklinik zu finden sind und welche hygienischen Maßnahmen Anwendung finden. Ziel war die Erstellung eines Hygieneplanes und die Erarbeitung von Verbesserungsvorschlägen für das Hygienemanagement. Dazu wurde ein Fragebogen über die derzeitigen Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen erstellt. Die Patientendaten der letzten zwei Jahre wurden nach Hinweisen auf nosokomiale Infektionen durchsucht. Es erfolgten Tupferprobenentnahmen an ausgesuchten Lokalisationen innerhalb der Klinik mit anschließender bakteriologischer Untersuchung.

## **2 Literatur**

### **2.1 Stallklima im Pferdestall**

Das Stallklima wird bestimmt durch folgende Parameter: Stalltemperatur, relative Luftfeuchte, Luftgeschwindigkeit, Gaskonzentration und Staubgehalt. Die Stalltemperatur sollte gemäßigt den Außentemperaturen folgen (MARTEN 2000, MÜLLER et al. 2011). Die Luftfeuchte sollte im Idealfall zwischen 60 und 65% liegen. Sie ist ein Maß für die Güte der Lüftung, da bei der Atmung viel Feuchtigkeit abgegeben wird. Die Luftgeschwindigkeit sollte je nach Außentemperatur 0,1 – 0,3 m/s betragen. Der CO<sub>2</sub>-Gehalt sollte unter 0,15 Volumenprozent liegen und ist ein Parameter für die Güte der Stallluft. Der durch Harnstoffzersetzung entstehende Ammoniak sollte 10 ppm nicht überschreiten. Bei Werten über 30 ppm kann eine Schädigung des Atmungsapparates erfolgen (MARTEN 2000, MÜLLER et al. 2011). Deshalb sollte das Einstreumaterial hygienisch einwandfrei sein und Nässe binden sowie nasses Material täglich entfernt werden (MÜLLER et al. 2011). Der Staub in der Luft kann einerseits mechanische Schäden am Atmungsapparat auslösen, andererseits aber auch allergisierende, toxische oder infektiöse Wirkung entfalten. Die Stallgasse nass zu kehren oder zu saugen wäre eine Maßnahme zur Verhinderung vermehrter Staubfreisetzung (MARTEN 2000). Das Ausmisten der Boxen sollte erfolgen, wenn die Pferde nicht im Stall sind (MÜLLER et al. 2011).

Ein Feinstaubgehalt von 4 mg/m<sup>3</sup> sollte nicht überschritten werden. Der Luftkeimgehalt sollte maximal 4x10<sup>5</sup> KbE/m<sup>3</sup> betragen. Der Fußboden muss griffig, rutsicher, verschleißfest, wärmedämmend und wasserundurchlässig sein. Als Materialien eignen sich

besonders harte Materialien wie Beton, Betonverbundpflaster oder Gussasphalt. Allerdings ist reichliche Einstreu notwendig, um die Flüssigkeit aufzusaugen und eine weiche Liegefläche zu schaffen. Kunststoff- und Gummimatten sind nicht geeignet, da der Ammoniakgehalt der Luft durch die hohe Verdunstungsfläche steigt (MARTEN 2000).

Die Tränke sollte möglichst weit vom Trog entfernt angebracht werden. Das Raufutter kann entweder auf die Einstreu gelegt werden, oder über Futterraufen bzw. Futternetze angeboten werden. Heu muss hygienisch einwandfrei sein (MÜLLER et al. 2011).

## **2.2 Bauliche Grundlagen einer idealen Pferdeklinik**

Beim Bau einer Pferdeklinik sollte eine Trennung zwischen „sauberem“ und „schmutzigem“ Bereich erfolgen (GREVEMEYER et al. 2005). Räume, in denen sterile Container geöffnet werden, sollten im „sauberen Bereich“ liegen und eine niedrigere Belastung mit Mikroorganismen haben. Der ideale Boden ist leicht zu reinigen und zu desinfizieren. Ein rauer Boden ist rutsicher und griffig, allerdings können Unebenheiten und Risse Mikroorganismen beherbergen (GREVEMEYER et al. 2005). Geflieste Wände sind für eine einfache Reinigung und Desinfektion von Vorteil. Anderenfalls sollte der Anstrich jährlich erneuert werden. Schränke sollten die Decke berühren, um eine Staubablagerung zu vermeiden. Der Anästhesiebereich sollte vom OP-Bereich getrennt sein. Optimal wäre ein separater Operationstrakt für die Versorgung von septischen Wunden und Hufchirurgie (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005). Der Stall sollte vom Operationsbereich getrennt sein (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005). Diagnostische Untersuchungen sollten nicht im Operationstrakt stattfinden. Eine Umkleide für das Personal sollte als Einwegschleuse gestaltet werden (GREVEMEYER et al. 2005). Ein getrennter Raum für die chirurgische Händedesinfektion vermindert unnötigen Verkehr und Kontamination (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005). Die Ventilation in den Gebäuden spielt eine wichtige Rolle. Aerogene Pathogene können durch Personal, Patienten oder aus der Umwelt eingetragen werden. Für den Operationsbereich werden hocheffiziente Partikelfilter empfohlen, um die Luft zu filtern (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005). Der Luftfluss sollte immer von sauber nach nicht so sauber gehen (HOLTON und RIDGEWAY 1993). Der Abfluss ist häufig ein Brutherd für nosokomiale Infektionserreger. Eine gründliche Reinigung und Desinfektion, vor allem im Operationsbereich, ist wichtig (EWART et al. 2001). Der Abfluss sollte möglichst weit weg vom Operationstisch installiert werden (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005). Der Boden muss hierbei Richtung Abfluss geneigt sein (GREVEMEYER et al. 2005). Der Sterilisationsraum sollte in einem abgetrennten Raum lokalisiert sein, in dem das Besteck von „schmutzig“ nach „sauber“ wandert (GREVEMEYER et al. 2005).

Der Aufwachbereich sollte sauber gehalten werden, da er sich in unmittelbarer Nachbarschaft des Operationsbereichs befindet und oft durch Kot, Urin oder Blut verschmutzt wird. Die OP-Wunde wird durch Bandagen geschützt. Leicht zu reinigende und desinfizierende Böden und Wände sind essentiell, gleichzeitig muss der Bodenbelag griffig sein, damit die Patienten gefahrlos aufstehen können. Ein abgeschrägter Boden ermöglicht den Abfluss von Flüssigkeiten. Oft wird die Aufwachbox gleichzeitig als Ablagebox verwendet (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005).

Jede Pferdeklinik benötigt einen Isolationsbereich für Patienten mit ansteckenden Krankheiten. Idealerweise befindet sich dieser in einem Extragebäude. Es sollte möglichst wenig Austausch an Personal und Gerätschaften zwischen dem Isolationsstall und der Klinik erfolgen. Wenn Vorräume vorhanden sind, sollte dort die Grundausstattung vorhanden sein und diese nach Entlassung des Patienten entsorgt werden. Die erhöhten Hygieneanforderungen des Isolationsbereiches sollten aber nicht in einer verminderten Überwachung der Patienten resultieren. Eine Lösung hierfür kann das Einbauen von Fenstern oder auch Kameras sein. Eine andere Möglichkeit besteht in der Isolation im Klinikgebäude. Es sind Protokolle für die Behandlung dieser Patienten nötig. Wenn ein Umstellen oder Herausführen nötig ist, sollten die Hufe desinfiziert werden. Dazu eignet sich zum Beispiel Chlorhexidin. Das Personal muss Schutzkleidung tragen, welche wasserundurchlässig ist. Kontaminierte Gegenstände müssen direkt entsorgt oder desinfiziert werden. Der Wasserablauf in dieser Gegend muss häufig desinfiziert werden und direkter Kontakt zum Boxennachbar ist unbedingt zu vermeiden. Der Isolationsbereich sollte so gebaut sein, dass er außer für chirurgische Eingriffe nicht verlassen werden muss (WEESE et al. 2004).

### **2.3 Hygienemaßnahmen in der Pferdeklinik**

Die Benennung eines Hygieneverantwortlichen ist essentiell für die Umsetzung von Hygienemaßnahmen. Diese Aufgabe kann sowohl von einem Tiermedizinischen Fachassistenten als auch von einem Tierarzt übernommen werden. Die Aufgaben umfassen u.a. die Erarbeitung von schriftlich festgehaltenen Routinen und die Überwachung deren Einhaltung (BERGSTRÖM et. al. 2012). Das Themengebiet der Basishygiene des Personals umfasst unter anderem das Ablegen von Ringen, Armbanduhren und anderem Schmuck. Außerdem sollte langes Haar zusammengebunden werden. Die Nägel sollen kurz geschnitten und unlackiert sein. Ein wichtiger Bestandteil ist die Händehygiene. Außer im Falle einer sichtbaren Verschmutzung reicht eine Desinfektion der Hände zwischen, vor und nach Behandlung eines Patienten aus (BERGSTRÖM et al. 2012). Bei möglichem Kontakt zu Eiter, Blut oder anderen Sekreten, sowie infektiösem Material müssen Handschuhe getragen werden (BERGSTRÖM et al. 2012, WEESE et al. 2004). Um eine Verbreitung von Infektionserregern zu verhindern, ist das Tragen von Arbeits- und/oder Schutzkleidung im



Praxis-/Klinikbereich Voraussetzung. Ein Kleidungswechsel ist essentiell bei Verschmutzung (BERGSTRÖM et al. 2012, WEESE et al. 2004). Für die Isolationsstation muss Extrakleidung bereitgestellt werden (BERGSTRÖM et al. 2012). Wichtig ist auch die regelmäßige Desinfektion von Stethoskopen. Sie stellen eine wichtige Kontaminationsquelle dar. Die Desinfektion sollte mindestens täglich erfolgen, sowie nach jedem infektiösen Patienten (WEESE et al. 2004). Telefone werden häufig nicht desinfiziert, da die Gefahr besteht, sie zu beschädigen. Eine möglichst geringe Kontamination durch Bedienen mit sauberen Händen ist wichtig. Alternativ können Abdeckungen zum Einsatz kommen, die das Gerät bei der Desinfektion schützen (WEESE et al. 2004).

Im OP muss OP-Kleidung bzw. Einmalkleidung getragen werden. Nach Wundversorgung werden das kontaminierte Verbandsmaterial bzw. Tupfer sofort entsorgt (BERGSTRÖM et al. 2012).

Wichtig im Zusammenhang mit iatrogenen Infektionen der OP-Wunde sind die Aufwachboxen. Ihnen sollte besonderes Augenmerk bei Reinigung und Desinfektion zukommen (Clark et al. 2008).

### **2.3.1 Hygieneplan**

Nach Biostoffverordnung mit ergänzenden „Technischen Regeln für biologische Arbeitsstoffe“, wie die TRBA 250 „Biologische Arbeitsstoffe im Gesundheitswesen und in der Wohlfahrtspflege“ und die TRBA 500 „Grundlegende Maßnahmen bei Tätigkeiten mit biologischen Arbeitsstoffen“, ist die Erstellung eines Hygieneplanes für humanmedizinische Einrichtungen sowie für tierärztliche Praxen und Kliniken vorgeschrieben (ANON 2014). Alle Betriebsabläufe einschließlich der Hygienemaßnahmen sind schriftlich im Hygieneplan festzusetzen. Standardhygienepläne können nur als Orientierung dienen, da die einrichtungstypischen Gegebenheiten nicht berücksichtigt werden. Unter anderem sind die Maßnahmen zur Reinigung und Desinfektion, die Instrumentenaufbereitung sowie die Abfall-Entsorgung aufzunehmen (ANON 2014). Der Hygieneplan muss jederzeit für alle Mitarbeiter zugänglich sein. Er ist für alle Mitarbeiter verbindlich.

### **2.3.2 Händehygiene**

Die Compliance bei der Händehygiene beträgt durchschnittlich 50%. Allerdings hat die Händehygiene den größten Einfluss auf die Rate an nosokomialen Infektionen (KAMPF und KRAMER 2016), weshalb ihr eine große Bedeutung zufällt. Für die Compliance sind hautfreundliche Desinfektionsmittel, ein einfacher Zugang zu den Desinfektionsmitteln sowie die Vorbildfunktion der Vorgesetzten wichtig.

Man unterscheidet verschiedene Verfahren zur Kontaminationselimination. Die einfache Händewaschung beschreibt das Waschen der Hände mit einer nicht antibakteriell wirksamen Waschlotion. Die Freiheit der Lotion von Pathogenen ist Voraussetzung für das Erreichen der Reinigung der Hände – dem Ziel der einfachen Händewaschung. Zur Hautschonung sollte der pH-Wert im neutralen oder im schwach sauren Bereich liegen. Einmalflaschen sind einer Neubefüllung wegen Kontaminationsgefahr vorzuziehen. Die Haut muss anschließend an die Händewaschung abgetrocknet werden. Die Durchführung der einfachen Händewaschung ist zu Arbeitsbeginn erforderlich (KAMPF und KRAMER 2016).

Die hygienische Händewaschung entspricht der einfachen Händewaschung mit dem Unterschied, dass eine antimikrobielle Waschlotion verwendet wird. Ziel ist eine Reinigung und gleichzeitig eine Sanitation der Hände (KAMPF und KRAMER 2016).

Die hygienische Händedesinfektion findet ihren Einsatz vor Patientenkontakt, vor aseptischen Tätigkeiten, nach Kontakt mit potenziell infektiösen Materialien, nach Patientenkontakt sowie nach Kontakt mit der unmittelbaren Umgebung des Patienten. Darüber hinaus z.B. auch vor dem Betreten eines Reinraumbereiches, wie zum Beispiel der Operations- oder Sterilisationsabteilung, aber z.B. auch nach dem Ablegen von Schutzhandschuhen. Meist kommen alkoholische Desinfektionsmittel zur Anwendung. Wichtig bei der Durchführung der hygienischen Händedesinfektion ist, dass alle Bereiche der Hände gleichmäßig eingerieben werden, so auch Fingerspitzen und Nagelfalze, der Zwischenfingerbereich, Innen- und Außenflächen, der Daumen und die Handgelenke. Das Desinfektionsmittel muss auf die trockenen Hände aufgebracht werden, da es sonst zu einer Verdünnung und damit einem Wirkungsverlust kommt. Die transiente Hautflora soll hierdurch weitestgehend abgetötet werden. Die feuchte Benetzung ist für die angegebene Einwirkzeit sicher zu stellen (KAMPF und KRAMER 2016). Alkoholische Händedesinfektionsmittel sind bei einer Einwirkzeit von 30 s gut wirksam gegen Bakterien, Hefen und behüllte Viren (KAMPF und KRAMER 2004). Alkoholische Gele haben dagegen eine längere Einwirkzeit und schlechtere Wirksamkeit (KRAMER et al. 2002, RUPP et al. 2008).

Die chirurgische Händedesinfektion wird vor Operationen durchgeführt. Hier soll im Unterschied zur hygienischen Händedesinfektion nicht nur die transiente Flora eliminiert, sondern auch die residente Flora reduziert werden (KAMPF und KRAMER 2016). Das Risiko für Wundinfektionen soll mit dieser Maßnahme gesenkt werden, da 40% der Handschuhe während der Operation perforieren (HARNOSS et al. 2010). Wenn die Hände nicht sichtbar verschmutzt sind, reicht die Desinfektion aus (TRAUB-DARGATZ et al. 2006, KAMPF und KRAMER 2016). Ansonsten ist vorher eine Händewaschung durchzuführen. Bei der Waschung ist eine sterile Bürste für den Bereich der Fingernägel zu verwenden, allerdings nicht für die Unterarme. Anschließend muss die Haut vollständig abgetrocknet werden. Als

alkoholisches Desinfektionsmittel wurde Propan-1-ol (60%) über 3 min als Referenz ausgewählt, mit welchem die Koloniezahl auf den Händen um 2,7 log<sub>10</sub>-Stufen reduziert wird. Auch die residente Flora wird erfasst. Die Langzeitwirkung wird mit einer Verminderung der GKZ auf den Händen um 2,2 log<sub>10</sub>-Stufen angegeben (KAMPF und KRAMER 2016). TRAUB-DARGATZ et al. (2006) führten eine Studie zur Effektivität verschiedener Händehygieneprotokolle in der Pferdemedizin durch. Im Vergleich standen die Händewaschung mit einer antiseptischen Seife, ein alkoholisches Gel und Chlorhexidin-Alkohol. Die antiseptische Seife war den anderen beiden Methoden unterlegen (TRAUB-DARGATZ et al. 2006).

Das Pflegen der Hände ist ebenfalls ein wichtiger Bestandteil der Hygiene, da eine gesunde Haut die Voraussetzung für eine effektive Desinfektion der Hände ist. Hierfür stehen Hautschutzpräparate, die vor dem Beginn der Arbeit aufgetragen werden sowie Hautpflegeprodukte, die nach dem Beenden einer Tätigkeit genutzt werden zur Verfügung (KAMPF und KRAMER 2016).

### **2.3.3 Reinigung**

Ziel der Reinigung ist eine Säuberung von Schmutz, die mit einer Keimreduktion einhergeht. Die makroskopisch sichtbare Verschmutzung soll entfernt werden; das heißt, das Wasser, das abfließt, muss am Ende klar und die Farbe sowie Struktur der Oberfläche gut sichtbar sein. Die Empfehlung lautet: Von oben nach unten reinigen, zunächst die Wände, dann den Boden. Ecken und Abflüsse bedürfen besonderer Sorgfalt, da sie häufig Keimreservoirs darstellen. Vor der Desinfektion ist eine Abtrocknung der Flächen nötig, da sonst eine Verdünnung und damit Abschwächung des Desinfektionsmittels erfolgt (DVORAK und PETERSON 2009). Die Reinigung kann manuell oder mit Geräten durchgeführt werden. Die Hochdruckreinigung ist vor allem für raue Oberflächen geeignet (BERNER und ZWIAUER 1975). Allerdings muss die Spritzwirkung mit Aerosolbildung berücksichtigt werden, die für das Personal unangenehm sein kann. Des Weiteren ist ein hoher Wasserverbrauch zu verzeichnen (BERNER und ZWIAUER 1975). Dampfreinigungsgeräte weisen einen niedrigeren Druck auf. Weitere Reinigungsgeräte sind Bürstenstrahlmaschinen oder Strahlwasser-Reinigungsgeräte (STEIGER 1986). Bei der manuellen Reinigung lassen sich Trocken- und Nassreinigung unterscheiden. Trocken reinigen bedeutet abwischen mit einem trockenen Lappen bzw. Kehren oder Saugen etc., Nassreinigung beinhaltet die Nutzung von Wasser, teils auch von Reinigungsmitteln. Dazu gehören unter anderem Sprühen, Einlegen, Wischen, Schrubben, Abspritzen und auch Schäumen. Einwegtücher sind unbedingt Mehrwegtüchern vorzuziehen, da diese ein hohes Hygienrisiko darstellen. Wenn Mehrwegtücher verwendet werden, müssen sie regelmäßig ausgetauscht werden. Das gilt ebenso für Schrubber etc. Die Reinigungsmittel lassen sich in alkalische, saure und neutrale Mittel unterteilen. Neben der

Auswahl des Reinigungsmittels sind die Einwirkzeit und die Konzentration entscheidend. Auch die Temperatur kann eine Rolle spielen. Ein weiterer entscheidender Faktor ist die aufgewendete mechanische Kraft (KOLLER und SUCHOMEL 2016).

#### **2.3.4 Desinfektion und Sanitation**

*Per definitionem* bedeutet Desinfektion eine Reduktion der Zahl der Mikroorganismen und gleichzeitig die Abtötung von pathogenen Mikroorganismen (MÜLLER et al. 2011). Die pathogenen Erreger sollen durch Eingriff in ihren Stoffwechsel bzw. ihre Struktur unschädlich gemacht werden (MÜLLER et al. 2011). Sanitation dagegen ist als verschärfte Reinigung zu verstehen. Hierbei werden keimhemmende oder keimtötende Reinigungsmittel verwendet (STEUER und SCHUBERT 2007). In Tierställen kann meist nur eine Sanitation erreicht werden. Die pathogenen Keime werden hierbei unter der Infektionsdosis gehalten (MÜLLER et al. 2011). Es werden verschiedene Arten der Desinfektion unterschieden. Neben der physikalischen und thermischen Desinfektion gibt es die - meist angewandte - chemische Desinfektion. Meist werden hierfür Lösungen verwendet. Für die Instrumentendesinfektion kann ein Tauchbad Anwendung finden. Allerdings ist hier die Sterilisation des OP-Bestecks sicherer. Bei der Flächendesinfektion kann eine Einteilung in patientennahe und patientenferne Flächen erfolgen. Vor allem Oberflächen mit häufigem Haut- bzw. Handkontakt müssen leicht zu reinigen und desinfizieren sein. Die größte Bedeutung kommt der Wischdesinfektion zu. Hierbei spielt der mechanische Effekt eine sehr große Rolle für den Desinfektionserfolg. Des Weiteren ist eine Spritzdesinfektion möglich. Diese belastet allerdings die Atemluft und schafft eine Brand- bzw. Verpuffungsgefahr, weshalb sie nur an schwer zugänglichen Stellen angewendet werden sollte. Auch eine Desinfektion durch Begasen mit Dämpfen ist möglich. Diese Form der Desinfektion ist allerdings geschultem Personal vorbehalten (KOLLER und SUCHOMEL 2016).

Im Folgenden erfolgt eine Übersicht über die einzelnen Desinfektionsmittel.

##### Phenole

Phenole sind im sauren Bereich aktiver als im alkalischen (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Ein Temperaturanstieg geht mit einer Erhöhung der Wirksamkeit einher (STRAUCH und BÖHM 2002). Meist werden sie mit alkoholischen Desinfektionsmitteln gemischt und zur Händedesinfektion genutzt (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Sie wirken rasch und haben nur einen sehr geringen Eiweißfehler. Das Wirkspektrum ist breit, wobei eine ausreichende Wirksamkeit z. B. gegen Viren erst in höheren Konzentrationen erreicht wird (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002).

## Alkohole

Die höchste Wirksamkeit unter den Alkoholen besitzt n-Propanol, gefolgt von Isopropanol, Ethanol und Methanol. Ohne Zusatz von Wasser besteht eine schlechte Wirksamkeit, allerdings geht die Wirkung bei einer zu starken Verdünnung vollständig verloren (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Die Anwesenheit von organischen Materialien hat nur wenig Einfluss auf den Desinfektionserfolg. Das Wirkspektrum umfasst Bakterien, Pilze und teils auch Viren (vor allem behüllte Viren) (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Alkohole gehören zu den am schnellsten wirksamen Desinfektionsmitteln (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Allerdings muss das zu desinfizierende Gut während der gesamten Einwirkzeit feucht gehalten werden, was durch die schnelle Verdunstung erschwert wird (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Alkohole sind durch ihre fehlende Allergisierung gut geeignet für die Händedesinfektion sowie die Hautantiseptik (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Allerdings sollte ein Zusatz von kosmetischen Stoffen erfolgen, um die Irritation und Entfettung der Haut zu verhindern (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Für die Händedesinfektion sind Ethanole am besten geeignet, da eine Resorption über die Haut unbedenklich ist und im Gegensatz zu Propanol auch eine gewisse viruzide Wirkung erreicht wird. Für die Hautantiseptik dagegen sollte aufgrund der besseren bakteriziden Wirkung Propanol verwendet werden (KRAMER et al. 2016).

## Aldehyde

Aldehyde haben ein breites mikrobizides Spektrum, wirken allerdings gegen Hefen und Pilze nicht so gut wie gegen Bakterien (STRAUCH und BÖHM 2002). Das erste aus dieser Gruppe verwendete Mittel war Formaldehyd (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Die Wirkung beruht auf einer Reaktion mit Zellproteinen, wodurch die Zellwand und bakterielle Enzyme geschädigt werden. Bei Viren erfolgt eine Reaktion mit den Nukleinsäuren der DNA (STRAUCH und BÖHM 2002). Glutaraldehyd wirkt besser sporozid als Formaldehyd. Es wirkt am besten im leicht alkalischen Bereich und wird bei Instrumentendesinfektion verwendet (KOLLER und SUCHOMEL 2016). In der Tierhaltung finden Aldehyde Verwendung bei der Flächen- und Mistdesinfektion (STRAUCH und BÖHM 2002). Sie sind trotz Anwesenheit von Blut und organischem Material wirksam, besitzen allerdings einen gewissen Eiweißfehler (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Nachteilig sind der unangenehme Geruch und - bei direktem Hautkontakt - hervorgerufene Hautreizungen (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Außerdem ist es allergen und Asthma auslösend. Ein mutagenes Risiko ist nicht auszuschließen (KRAMER et al. 2016). In der Tierhaltung besteht zusätzlich das Problem der Temperaturabhängigkeit. Unter 10°C lässt die Wirksamkeit stark nach und kommt bei 0°C völlig zum Erliegen (STRAUCH und

BÖHM 2002). Für die Flächendesinfektion werden Aldehyde meist mit tensidischen Wirkstoffen kombiniert (KOLLER und SUCHOMEL 2016).

### Oberflächenaktive Verbindungen

Oberflächenaktive Verbindungen werden auch Tenside genannt. Sie senken die Grenzflächenspannung und wirken teils antimikrobiell. Es werden anionische, kationische, amphotere und nicht ionogene Tenside unterschieden. Zu den kationischen Verbindungen gehören die quaternären Verbindungen, kurz Quats genannt. Am wichtigsten sind die quaternären Ammoniumverbindungen. Bereits in sehr niedrigen Konzentrationen entfalten sie ihre mikrobiostatische Wirkung. Bei längerer Einwirkzeit bzw. höherer Konzentration wirken sie mikrobizid. Durch die Anwesenheit von Eiweiß und anionischen Seifen wird die Wirksamkeit stark herabgesetzt. Das antimikrobielle Wirkspektrum ist eher eng mit einer guten Wirksamkeit gegen grampositive Keime, jedoch nur schwacher Wirksamkeit gegen gramnegative Keime. Auch hartes Wasser und Eisenionen wirken sich negativ aus (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Eine mögliche Resistenzentwicklung gegen die quaternären Ammoniumverbindungen mit Kreuzresistenz gegen Antibiotika lässt eine breitflächige Anwendung nicht empfehlen (BRAGG et al. 2014, BUFFET-BATAILLON et al. 2011).

### Halogene

Von medizinischer Bedeutung in dieser Gruppe sind Chlor und Iod. Chlor löst sich in Wasser, wobei unterchlorige Säure und Chlorwasserstoff gebildet werden kann (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Die unterchlorige Säure kann in Chlorwasserstoff und naszierenden Sauerstoff zerfallen. Letzterer ist verantwortlich für den Desinfektionseffekt. Am besten wirkt es im schwach sauren Bereich. Eine Temperaturerhöhung steigert den Desinfektionserfolg (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Organische Substanzen schwächen die desinfizierende Wirkung durch den Effekt der Chlorzehrung stark ab (STRAUCH und BÖHM 2002). Chlor hat ein breites Wirkspektrum (STRAUCH und BÖHM 2002). Heute wird es nur noch selten zur Flächen- und Händedesinfektion bzw. in der Tierhaltung zur Melkhygiene eingesetzt (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Iod besitzt eine schlechte Wasserlöslichkeit, welche durch Zusatz von Kaliumbromid aber erhöht werden kann (=Iodtinktur) (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Bei Anwesenheit von organischen Substanzen sowie einem pH-Wert über 7 wird die Wirkung bei niedrigen Iodkonzentrationen stark eingeschränkt (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Bei Temperaturen über 40°C kann Iod nicht mehr eingesetzt werden (STRAUCH und BÖHM 2002). Iod hat ein breites Wirkspektrum inklusive Sporen und Mykobakterien und wird vor allem zur Hautantiseptik eingesetzt (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Iod in Komplexbindung mit nicht oberflächenaktiven Substanzen, z.B. PVP-Iod ist am weitesten verbreitet, da es über längere

Zeit freigesetzt wird und eine damit eine längere Wirkungsdauer besitzt (STRAUCH und BÖHM 2002). Außerdem ist es besser abwaschbar als in alkoholischer Lösung und weniger stark abfärbend (KOLLER und SUCHOMEL 2016).

### Peroxide

Das häufigste Peroxid ist Wasserstoffperoxid. Es besitzt einen Eiweißfehler und kann durch im Gewebe vorhandene Peroxidasen abgebaut werden. Es wird nur selten verwendet, da eine schwache, unzuverlässige Wirkung besteht (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Verwendung findet es in der Tiermedizin als Wunddesinfektionsmittel in 3%iger Lösung. In höheren Konzentrationen kommt es zu einer Reizung von Haut und Schleimhaut. Die optimale Wirksamkeit wird im sauren pH-Bereich erreicht (STRAUCH und BÖHM 2002).

### Persäuren

Persäuren sind oxidierte organische Säuren. Sie sind chemisch sehr instabil und müssen deshalb täglich frisch angemischt werden (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Die größte Bedeutung besitzen die Peressigsäure und die Perameisensäure. Ab einer Konzentration von 2% wirken Persäuren ätzend, inhalativ auch neurotoxisch (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Die Umwelttoxizität ist gering, da ein schneller Zerfall in Essigsäure und Wasserstoffperoxid erfolgt (STRAUCH und BÖHM 2002). Allerdings korrodieren sie Metalle (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Das Wirkspektrum ist sehr breit inklusive Viren und Sporen (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Vegetative Bakterien werden bereits bei einer Konzentration von 0,05 – 0,005% abgetötet, Pilze und Bakteriensporen bei einer Konzentration von 0,5%. Die Wirksamkeit wird weder durch eine Änderung des pH-Wertes oder der Temperatur, noch durch organische Substanzen beeinträchtigt. Lediglich Blut wirkt sich negativ auf den Desinfektionserfolg aus (KOLLER und SUCHOMEL 2016).

### Organische Carbonsäuren

Häufigster Vertreter ist Ameisensäure, die sowohl bakterizid als auch viruzid wirkt. Es gibt weder toxische Risiken noch Umweltunverträglichkeiten (KRAMER et al. 2016). Die Wirkung erfolgt durch die Absenkung des pH-Wertes (STRAUCH und BÖHM 2002). Der pH-Wert sollte unter dem  $pK_a$  der Säure liegen. Das Wirkspektrum ist breit, einzig Schimmelpilze sind relativ widerstandsfähig. Es besteht ein gewisser Eiweißfehler. Ameisensäure findet Verwendung bei der Flächendesinfektion in einer Konzentration von 2 – 4% (STRAUCH und BÖHM 2002).

### **2.3.5 Probennahmeverfahren für die mikrobiologische Untersuchung**

Quellen für eine mikrobiologische Kontamination sind die Tiere selbst, ihre Fäkalien sowie Einstreu, aber auch der Mensch. Die Keimzahl ist abhängig von Raumgröße, Besatzdichte und Aktivität der Tiere. Man unterscheidet direkte und indirekte Indikatorkeime. Direkte sind obligat oder fakultativ pathogene Erreger. Indirekte Indikatorkeime sind schnell bestimmbare apathogene Mikroorganismen. Standard ist eine Bestimmung der aeroben mesophilen Gesamtkeimzahl (KLEINER 2004). So weist eine hohe Keimzahl auf einer sauberen Oberfläche auf Probleme beim Hygienemanagement hin, da die Wahrscheinlichkeit des Vorhandenseins pathogener Erreger mit höherer Keimzahl steigt (DVORAK und PETERSEN 2009). *E. coli* bzw. coliforme Keime werden als Hygienekriterium herangezogen (KLEINER 2004). Sie sind potenziell pathogen, aber in der Regel sehr empfindlich gegenüber Desinfektionsmaßnahmen (KLEINER 2004)). Des Weiteren sollten spezielle Erreger in der jeweiligen Klinik untersucht werden. Die Probennahmestellen lassen sich in zwei Gruppen unterteilen. Einerseits die Oberflächen und Ausrüstung, die in Kontakt mit Pferden und Menschen kommen, andererseits Oberflächen und Gerätschaften, mit denen nur der Mensch in Kontakt kommt (BERGSTRÖM et al. 2012). Es muss möglichst steril gearbeitet werden. Bei jeder Untersuchung handelt es sich um eine Momentaufnahme, das heißt, erst eine kontinuierliche Beprobung ermöglicht eine längerfristige Einschätzung (KLEINER 2004). Außerdem spielt der Untersucher und die Anheftungsintensität der Bakterien eine Rolle beim Ergebnis, sodass nur eine orientierende Aussage möglich ist (PFANNENSCHMIDT 2003). In der Tierhaltung soll die Belastung mit pathogenen Erregern unterhalb der Infektionsdosis gehalten werden (MÜLLER et al. 2011). Bis zur Probenbearbeitung sollte möglichst wenig Zeit vergehen. Wenn die Transportdauer wenige Stunden beträgt sollten die Proben auf +10°C gekühlt werden, ab einer Dauer von 24 h auf +2 bis -5°C (KLEINER 2004).

#### **2.3.5.1 Abklatschverfahren**

Dieses Verfahren wird auch Agarkontaktverfahren genannt. Dieser direkte Keimnachweis erfolgt auf einer durch die Nährbodenbeschichtete Vorrichtung vorgegebenen Fläche. Diese sollte möglichst glatt und gerade sein. Allerdings muss die Probenentnahmefläche mindestens so groß sein wie die Abklatschplatte. Fehlerquellen ergeben sich aus der Beprobung feuchter Flächen, dem Verrutschen der Agarscheibe während der Probenentnahme oder der Inkongruenz der Probennahmefläche (KLEINER 2004). Des Weiteren ist die Quantifizierung nicht problemlos möglich, da eine Kolonie auf der Abklatschplatte ihren Ursprung entweder in einer Kolonie oder aber in einem Keimaggregat haben kann (LOUWERS und KLEIN 1994).



### **2.3.5.2 Tupferabstrichverfahren**

Hierbei wird die zu untersuchende Fläche mit einem oder mehreren Tupfern abgewischt. Dies erfolgt unter gleichmäßigem Drehen des angefeuchteten Tupfers auf einer Fläche mit möglichst bekannter Größe (z.B. durch eine Schablone) (KLEINER 2004). Anschließend werden die Keime in eine Flüssigkeit verbracht und per Direktausstrich auf Nährmedien übertragen (PFANNENSCHMIDT 2003). Durch die Möglichkeit der Verdünnung eignet sich dieses Verfahren für höhere Keimzahlen (KRÜGER 2010). Die Beprobung von Spalten, Rillen oder Vertiefungen ist problemlos möglich (KRÜGER 2010). Fehler können sich bei der Beprobung feuchter Oberflächen, wechselnder Flächengrößen oder durch subjektive Handhabung ergeben (KLEINER 2004).

## **2.4 Beschreibung der ausgewählten Bakterienspezies**

### **2.4.1 Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA)**

*S. aureus* ist ein Gram-positiver, fakultativ anaerober, Katalase-positiver Eitererreger, der auch auf gesunder Haut, Schleimhaut und im vorderen Nasenhöhlenbereich zu finden ist. (VALENTIN-WEIGAND 2013, VINCZE et al. 2014, VAN DEN EEDE et al. 2012). Auf Blutagar bildet er weißliche bis gelbliche Kolonien mit einer vollständigen Hämolysezone ( $\beta$ -Hämolyse) (VALENTIN-WEIGAND 2013). MRSA besitzen das sogenannte *mecA* Gen, das für das Penicillin-bindendes Protein PBP 2a kodiert. Aufgrund dessen ist MRSA resistent gegenüber allen Klassen der Beta-Laktamantibiotika sowie meist auch gegenüber anderen, häufig eingesetzten Antibiotika (SCHNELLMANN et al. 2006). Die Erkrankungen beim Pferd umfassen chronische Hautinfektionen und Wundinfektionen (VALENTIN-WEIGAND 2013). In einigen Fällen wurden lebensbedrohliche Endocarditis, Bakteriämie und nekrotisierende Pneumonie beschrieben (LIN 2011). Bei MRSA handelt es sich um den am weitesten verbreiteten nosokomialen Infektionserreger in der Humanmedizin in Europa (KÖCK et al. 2010). Das zoonotische Potenzial von MRSA rückt zunehmend in den Fokus (LIN 2011, KÖCK et al. 2013). Im Nutztierbereich konnte der Nachweis für eine Übertragung vom Tier auf Mensch in zahlreichen Studien erbracht werden (KÖCK et al. 2013). Insbesondere der MLST Typ ST398 ist hier von Bedeutung (KÖCK et al. 2013). Landwirte und Tierärzte weisen eine nasale Besiedlung auf (KÖCK et al. 2013). In einer Studie von KURODA et al. (2016) wurden 600 gesunde Rennpferde, 53 Veterinäre und 16 Bürokräfte auf MRSA-Trägertum untersucht. Bei 30,1% der Veterinäre konnte MRSA nachgewiesen werden. Im Gegensatz dazu waren die 600 gesunden Pferde frei von MRSA, ebenso die Bürokräfte. Bei genauerer Untersuchung konnte der gleiche MRSA-Typ bei 62,5% der betroffenen Veterinäre festgestellt werden. Dieser konnte auch bei den neun an MRSA-Infektionen erkrankten Tieren festgestellt

werden (KURODA et al. 2016). Im Gegensatz zu dieser Studie konnte die Besiedlung von gesunden Pferden mit MRSA in anderen Ländern nachgewiesen werden (LÖFFLER et al. 2011, WEESE et al. 2005, AXON et al. 2011). 22,8% der Wundinfektionen beim Pferd in Deutschland werden durch *S. aureus* ausgelöst, bei 9% davon handelt es sich um MRSA (KÖCK et al. 2013). In der retrospektiven Studie von van Spijk et al. (2016) in einer Pferdeklinik waren 68% der untersuchten *S. aureus* Isolate methicillinresistent. Meist handelt es sich bei equinen MRSA um den klonalen Komplex CC398 (VINCZE et al. 2014). In Pferdekliniken sind Infektionen des Venenkatheters und Wundinfektionen, insbesondere postoperative Wunden, mit MRSA ein zunehmendes Problem geworden (MIDDLETON et al. 2005, PANCHAUD et al. 2010, SCHNELLMANN et al. 2006, VINCZE 2014). Die Quelle für die MRSA-Infektionen in Kliniken sind Patienten, die bereits bei Einstellung mit MRSA besiedelt sind (VAN DUIJKEREN et al. 2010). Händehygiene kann die Anzahl an Infektionen mit MRSA nachgewiesenermaßen senken (PANCHAUD et al. 2010, VAN DEN EEDE et al. 2012). Das besiedelte Personal kann Dekolonisierungsmaßnahmen durchführen z.B. mit Mupirocinsalbe, allerdings ist dies nicht sehr erfolgversprechend (SIEBER et al. 2011). Um die Ausbreitung von MRSA in der Klinik zu verhindern, sollte der prophylaktische Einsatz von Penicillin vermindert werden (SIEBER et al. 2011). Des Weiteren konnte eine Entwicklung einer Fluorchinolonresistenz nach Anwendung dieser Antibiotikaklasse beobachtet werden (SCHMIEDEL et al. 2011). MRSA von Pferden, die über 72 h mit Penicillin behandelt wurden, weisen eine 22,5-fach höhere Wahrscheinlichkeit auf auch ein Resistenzgen gegen Aminoglykoside zu tragen, als Pferde ohne Behandlung (SCHNELLMANN et al. 2006). MRSA-positive Patienten und Patienten mit MRSA-Vorgeschichte sollten in den Isolierstall verbracht werden (SIEBER et al. 2011). Darüber hinaus ist die Händedesinfektion zwischen Patienten sowie der Gebrauch von Handschuhen bei der Behandlung jeglicher Wunden unerlässlich (SIEBER et al. 2011).

#### **2.4.2 Streptokokken**

Streptokokken sind Gram-positive fakultativ anaerobe, Katalase-negative Bakterien, die auf Blutagar transparente bis graue Kolonien bilden. *Streptococcus equi* zeigt eine  $\beta$ -Hämolyse. Des Weiteren ist die Einteilung in Lancefieldgruppen geläufig. Diese beruht auf unterschiedlichen Zellwandpolysacchariden der einzelnen Gruppen. *S. equi* gehört der Lancefieldgruppe C an. Aufgrund der relativ geringen Tenazität der Streptokokken sind meist begünstigende Faktoren für eine Erkrankung nötig (VALENTIN-WEIGAND 2013).

#### **2.4.2.1 *Streptococcus equi* subsp. *equi***

*Streptococcus equi* subsp. *equi*, ausgezeichnet durch schleimiges Wachstum durch die Bildung einer Hyaluronsäurekapsel, ist der Erreger der Druse des Pferdes. Diese Erkrankung ist charakterisiert durch die Entzündung des oberen Respirationstrakts sowie die Vereiterung der regionären Lymphknoten mit Tendenz zur Abszedierung. *S. equi* subsp. *equi* kommt fast ausschließlich beim Equiden vor. Das Bakterium besitzt nur eine geringe genetische und antigene Variabilität. Erkrankte, aber auch rekonvaleszente Ausscheidertiere bringen den Erreger in die empfängliche Population ein (VALENTIN-WEIGAND 2013). Es ist sowohl die direkte als auch die indirekte Übertragung möglich. Der Erreger ist hochkontagiös. Meist erfolgt der Eintritt des Bakteriums aerogen durch die oberen Atemwege. Nach einer Inkubationszeit von 4 bis 14 Tagen zeigen sich Symptome wie Mattigkeit, Fieber und eitrige Entzündung von Nase und Pharynx. Des Weiteren sieht man eine massive Schwellung der mandibulären Lymphknoten. Ohne antibiotische Behandlung erfolgt schnell deren Abszedierung sowie Metastasierung in andere Lymphknoten vor allem, die der kranialen Gekrösewurzel, wodurch Koliken ausgelöst werden können. Von diesem Krankheitsbild unterscheidet man die sogenannte kalte Druse, bei der Kehlgangsabszesse mit geringem Nasenausfluss auftreten. Hier tritt kein Fieber auf. Essenziell sind die Schonung erkrankter Tiere sowie die Antibiose in frühen Stadien der Abszedierung und nach Abszessspaltung. Das bevorzugte Antibiotikum ist Penicillin (NATTERMANN 2006, VALENTIN-WEIGAND 2013).

#### **2.4.2.2 *Streptococcus equi* subsp. *zooepidemicus***

*S. equi* subsp. *zooepidemicus* hat ein breites Wirtsspektrum, auch der Mensch gehört dazu. Es ist einer der am häufigsten isolierten pathogenen Erreger des Pferdes (VALENTIN-WEIGAND 2013). Er ist auch bei gesunden Pferden ein Bestandteil der Maulhöhlenflora (BAILEY und LOVE 1991). Meist treten respiratorische Infektionen, insbesondere Streptokokkenpharyngitis bei Fohlen und Jungpferden auf. Auch eitrige Bronchopneumonien können auf diesen Erreger zurückgeführt werden. Des Weiteren findet man eitrige Endometritiden, Aborte, Fohlenspätlähme, Nabelinfektionen und Wundinfektionen (VALENTIN-WEIGAND 2013). Die Übertragung erfolgt oral oder nasal sowie beim Deckakt (PYCOCK und ALLEN 1989). Auch bei dieser Subspezies ist Penicillin zur Behandlung das Mittel der Wahl. Bei Fohlenspätlähme kann vorbeugend eine Muttertierschutzimpfung mit bestandsspezifischen Vakzinen durchgeführt werden (VALENTIN-WEIGAND 2013).

### 2.4.3 *Escherichia coli* und ESBL

*Escherichia coli* ist mit einem Anteil von  $10^{10}$ /g Kot ein Kommensale der Gastrointestinalen Flora der meisten Tiere (VAN DUJIKEREN 2000, WIELER und EWERS 2013). Es handelt sich um Gram-negative Stäbchen, die fakultativ anaerob sind (WIELER und EWERS 2013). Teils kann auf Blutagar eine Hämolyse sichtbar sein. Die weite Verbreitung des Bakteriums in der Umwelt lässt sich durch die Ausscheidung mit dem Kot erklären (SELBITZ 2007, WIELER und EWERS 2013). *E. coli* besitzt eine hohe Tenazität und kann bei Trockenheit mehrere Monate überleben. Sowohl Erhitzung auf  $60^{\circ}\text{C}$  als auch die meisten gebräuchlichen Desinfektionsmittel töten *E. coli* ab. Deshalb wird das Bakterium als Indikator für den Desinfektionserfolg herangezogen (SELBITZ 2007). Coliinfektionen lassen sich in lokale und septikämische Verläufe unterteilen, wobei bei den lokalen Infektionen zwischen extraintestinal und intestinal unterschieden wird (SELBITZ 2007). Obwohl oft keine Infektion ausgelöst wird, ist *E. coli* Reservoir für Resistenzgene (HART et al. 2006, KARAMI et al. 2007). Extended spectrum Beta-Laktamasen (ESBL) verleihen dem Bakterium Resistenzen gegen ein breites Spektrum der Beta-Laktamantibiotika inklusive der Cephalosporine der dritten Generation. Das ESBL-Gen liegt auf einem Plasmid, sodass es durch Konjugation an andere Bakterien weitergegeben werden kann (SCHMIEDEL et al. 2014). Es ist zu verzeichnen, dass ESBL-produzierende Enterobakterien vermehrt bei Mensch und Tier nachgewiesen werden (SCHMIEDEL et al. 2014). Laut SCHMIEDEL et al. (2014) ist die häufigste ESBL-bildende Spezies *E. coli* mit 74%, gefolgt von *Klebsiella pneumoniae* mit 17,5% und *Enterobacter cloacae* mit 4,2%. Die Studie erfolgte bei Menschen sowie Haustieren inklusive des Pferdes. Bei Mensch und Tier war die Speziesverteilung vergleichbar. *E. coli* und andere Enterobacteriaceae, die ESBL produzieren, können vor allem für Infektionen außerhalb des Gastrointestinaltraktes des Pferdes verantwortlich gemacht werden (VO et al. 2007). In der Studie von MADDOX et al. (2012) wiesen 69,2% der Kotproben *E. coli* auf, die mindestens gegen eine Antibiotikaklasse resistent waren. Bei hospitalisierten Pferden wurde eine Prävalenz von ESBL-bildenden *E. coli* von 19% gefunden (DOLEJSKA et al. 2008). Von den *E. coli*-Isolaten, die von van Spijk et al. (2016) untersucht wurden, waren 80% multiresistent und 60% ESBL-Bildner. 86% der *E. cloacae* waren in dieser Studie multiresistent (van Spijk et al. 2016). In einer Studie von HAENNI et al. (2016) wurde die Prävalenz von ESBL-bildenden *E. cloacae* unter anderem beim Pferd untersucht. 5,7% der gefundenen *E. cloacae* waren ESBL-Bildner, speziell beim Pferd waren es 6,6% (HAENNI et al. 2016). Die Konzentration von ESBL im Kot lag zwischen  $8,18 \times 10^3$  bis  $7,73 \times 10^6$  KbE/g (DOLEJSKA et al. 2011).

#### 2.4.4 Salmonellen

Salmonellen gehören weltweit zu den wichtigsten bakteriellen Erregern bei Mensch und Tier. Die fakultativ anaeroben, beweglichen, gramnegativen Stäbchenbakterien beinhalten mehr als 2500 Serovare. Diese unterscheiden sich sowohl in Virulenz, als auch bei der Wirtsanpassung (SELBITZ 2013). Salmonellen besiedeln den Darm von Menschen und Tieren. Sie besitzen eine hohe Tenazität in der Umwelt. Die Infektion erfolgt meist oral über kontaminierte Futtermittel. Eine aerogene oder konjunktivale Ansteckung ist ebenfalls beschrieben (SELBITZ 2013). Die Einschleppung in den Bestand übernehmen latent infizierte Tiere oder Vektoren wie Insekten, Vögel und Nagetiere (SELBITZ 2013, Rubini et al. 2016). In der Studie von RUBINI et al. (2016) konnten bei 2,87% der untersuchten Wildtiere Salmonellen nachgewiesen werden. In Nähe zu Schweine-, Rinder- und Putenfarmen konnte eine höhere Salmonellenbelastung der Wildtiere festgestellt werden. Eine Verbreitung von resistenten Salmonellen in die Wildtierpopulation erscheint sehr wahrscheinlich, da die gleichen Resistenzmuster in Wild- und Farmtieren gefunden wurden (RUBINI et al. 2016). SKOV et al. (2008) untersuchte Farmtiere und Wildtiere in Dänemark im Hinblick auf die Salmonellenprävalenz. Diese lag bei den untersuchten Insekten bei 22%, bei den Nagern bei 5% und bei den Vögeln bei 1% (SKOV et al. 2008). Allerdings variieren die gefundenen Prävalenzen bei Wildtieren stark (SKOV et al. 2008). Es besteht eine Meldepflicht für die Salmonellose des Pferdes. Das wirtsadaptierte Serovar *Salmonella* Abortusequi hat wenig Bedeutung beim Pferd. Von größerer Bedeutung sind nicht wirtsadaptierte *Salmonella* Serovare, speziell bei stationären Patienten der Pferdekliniken. International dominiert das Serovar Typhimurium, zunehmend aber auch Serovar Copenhagen. Vor allem Jungtiere und immungeschwächte adulte Pferde sind betroffen. Einerseits kann die Salmonellose asymptomatisch verlaufen, andererseits werden drei Schweregrade unterschieden: die milde Erkrankung ohne Diarrhoe, aber mit Fieber, Inappetenz und Schwäche, die schwere Erkrankung mit Diarrhoe und Fieber und die akute Septikämie. Bei Fohlen können die Symptomkomplexe komplexer Durchfall, Septikämie und Fohlenlähme auch durch Salmonellen ausgelöst werden. Bei erwachsenen Pferden muss die Differentialdiagnose Typhlocolitis ausgeschlossen werden (SELBITZ 2013). Wichtig bei der nosokomialen Salmonellose ist sowohl die Identifikation der betroffenen Tiere, als auch die Kontrolle des Stalles und der Umgebung der Klinik (ALINOVI et al. 2003). In einer Studie von DALLAP-SCHAER et al. (2012) wurden Kolikpatienten in Hinblick auf eine Salmonellenausscheidung untersucht. Die erste Kotprobe wurde bei Aufnahme der Patienten untersucht, insgesamt fanden pro Pferd mindestens 2 Kotuntersuchungen statt. Nur vier Pferde konnten bei Aufnahmeuntersuchung als Salmonellenausscheider identifiziert werden. Im Durchschnitt erfolgte der erste positive Nachweis nach fünftägigem Aufenthalt in der Klinik. Nur 28,8% der Salmonellen-positiven Tiere hatten Symptome wie Durchfall, Fieber oder Leukopenie. Ergo dessen muss zusätzlich zur Untersuchung der Tiere mit Symptomen eine risikobasierte Überprüfung durchgeführt werden, um nicht so viele Salmonellenträger zu übersehen.

Allgemein erholten sich Salmonellen-positive Tiere schlechter als Salmonellen-negative. Patienten mit gastrointestinalen Infektionen und Koliken, die eine chirurgische Behandlung erforderten, waren häufiger Ausscheider, ebenso Patienten bei denen Reflux auftrat (DALLAP-SCHAER et al. 2012). 9% der Pferde der Studie von KIM et al. (2001) schieden Salmonellen aus. Der Anteil an Salmonellenausscheidern bei hospitalisierten Pferden beträgt 5,46% (HOUSE et al. 1999). An der Colorado State University wurde *Salmonella* Infantis in 4% der Tupferproben der Umgebung gefunden (TILLOTSON 1997). *S. enterica* ist das am häufigsten vorkommende Bakterium in Verbindung mit Schließung von Veterinärkliniken (BENEDICT et al. 2008). Desinfektionsmittel auf Basis von quarternären Ammoniumverbindungen bzw. Wasserstoffperoxid wurden erfolgreich eingesetzt (TILLOTSON et al. 1997). Es ist mindestens eine zweifache Reinigung und Desinfektion nötig, um Salmonellen sicher zu beseitigen (ALINOVI et al. 2003). Sowohl bei der Studie an der Michigan State University, als auch in der Studie von ALINOVI et al. (2003) konnte eine höhere Sensitivität der PCR gegenüber der Anzucht auf Spezialagar festgestellt werden (SCHOTT et al. 2001, EWART et al. 2001). Allerdings wird bei der PCR auch die DNA von bereits nicht mehr infektiösen Salmonellen detektiert (ALINOVI et al. 2003).

#### **2.4.5 *Acinetobacter baumannii***

*A. baumannii* ist der klinisch bedeutendste Vertreter der *Acinetobacter* spp. (SEIFERT et al. 1993). Der Gram-negative, kokkoide bis stäbchenförmige, aerobe *A. baumannii* ist ein ubiquitär in Boden, Trinkwasser und Nahrung verbreitetes, opportunistisches Bakterium (BERGOGNE-BEREZIN et al. 1996, FORSTER et al. 1998, FRANCEY et al. 2000, ENDIMIANI et al. 2011). Das Bakterium hat eine natürliche Tendenz Resistenzen zu entwickeln (CHOPADE 1985, FRANCEY et al. 2000, ENDIMIANI et al. 2011). Gegen Cephalosporine der ersten bis dritten Generation sowie Aminopenicilline, Chloramphenicol, zunehmend auch potenzierte Sulfonamide, Tetrazykline und Aminoglykoside bestehen Resistenzen (FRANCEY et al. 2000). In einer Studie von BOERLIN et al. (2001) war auch gegen Imipenem, Amikacin, Netilmicin und Ciprofloxacin ein Sensibilitätsverlust zu verzeichnen. Durch Konjugation können die Resistenzgene untereinander weitergegeben werden (CHOPADE 1985, FRANCEY et al. 2000). In einer retrospektiven Studie von van Spijk et al. (2016) waren 96% der untersuchten *A. baumannii* Isolate aus einer Pferdeklinik multiresistent. Der Erreger verursacht Pneumonien, Harnwegsinfektionen bei liegenden Kathetern, Wundinfektionen, Bakteriämien, Meningitis und Entzündungen des Venenkatheters (VANEECHOUTTE et al. 2000). In der Studie von VANEECHOUTTE et al. (2000) wurden 32 Katheterspitzen von 23 Pferden mit und ohne Hinweis auf eine Katheterentzündung untersucht. Bei sieben Pferden konnte *A. baumannii* nachgewiesen werden. Bei zwei dieser Patienten trat eine eitrige Entzündung des Katheters auf, bei einem eine Thrombophlebitis (VANEECHOUTTE et al. 2000). Die Studie von FRANCEY

et al. (2000) befasste sich retrospektiv mit insgesamt 19 nachweislichen Fällen von *A. baumannii* bei Hund und Katze in der Kleintierklinik der Universität Bern. Zwischen 1995 und 1998 ließen sich hierbei zwei Hauptausbrüche nachvollziehen. Alle betroffenen Patienten hatten einen Katheter (meist Venen- oder Harnkatheter) vor der Isolation von *A. baumannii* unter anderem aus dem Urogenitaltrakt, Wundinfektionen, dem Respirationstrakt, dem Venenkatheter oder einer Blutkultur. Bei insgesamt neun der Patienten endete die Infektion tödlich. BOERLIN et al. (2001) setzte die Untersuchung in Bern in den Jahren 1998 bis 2000 fort. Erneut konnten zwei Ausbrüche festgestellt werden, allerdings unterschieden sich die Acinetobactersubtypen sowohl von den von FRANCEY et al. (2000) beschriebenen, als auch untereinander. Damit wird die Wichtigkeit der Umgebungsdesinfektion zur Unterbrechung von Infektionsketten deutlich. Beim zweiten Ausbruch infizierte sich die Wunde eines Pferdes in der 200 m entfernten Pferdeklunik mit dem in der Kleintierklinik nachgewiesenen *A. baumannii*. Hierbei spielte die Übertragung über Mitarbeiter eine entscheidende Rolle (BOERLIN et al. 2001). Sowohl die Morbidität als auch die Mortalität werden durch *A. baumannii* erhöht (BERGOGNE-BEREZIN et al. 1996, FRANCEY et al. 2000, ENDIMIANI et al. 2011). Meist sind nur immunsupprimierte Patienten betroffen (VANNECHOUTTE et al. 2000). Infektionen treten häufiger im Sommer und Herbst auf (VANNECHOUTTE et al. 2000, FRANCEY et al. 2000). Die Händehygiene ist aufgrund der vorrangig indirekten Übertragung eine sehr wichtige Vorbeugungsmaßnahme (VANNECHOUTTE et al. 2000). Andererseits hat die Studie von FRANCEY et al. (2000) ergeben, dass eine forcierte Händehygiene einen erneuten Ausbruch nicht verhindern konnte. Die Umgebung muss ebenso gründlich desinfiziert werden, da der Erreger sehr lange auch in trockener Umgebung überleben kann (VANNECHOUTTE et al. 2000, FRANCEY et al. 2000, BOERLIN et al. 2001). Betroffene Patienten müssen isoliert werden. Es handelt sich um eine Zoonose (VANNECHOUTTE et al. 2000). In der Studie von ENDIAMANI et al. (2011) wurden bei den untersuchten Kleintieren und Pferden die gleichen *A. baumannii* Isolate gefunden, die weltweit beim Menschen für Erkrankungen sorgen.

#### **2.4.6 *Rhodococcus hoagii* (*Rhodococcus equi*/*Prescotella equi*)**

*Rhodococcus* (*R.*) *hoagii* (KÄMPFER et al. 2014, GOODFELLOW et al. 2015) ist ein grampositives, pleomorphes, schwach säurefestes Bakterium, welches ubiquitär in Boden und Kot vorkommt. Auf Blutagar zeigen sich nach 48 Stunden weiße, später teils rötliche ca. 2 mm große, feucht-schleimige Kolonien. Auf Schafblutagar tritt keine Hämolyse auf. Der sogenannte Equi-Faktor verursacht eine Hämolyseverstärkung in Gegenwart eines alpha-Hämolysin-bildenden *S. aureus*. Dieses CAMP-ähnliche Phänomen lässt sich diagnostisch nutzen. Für die pathogene Wirkung sind Virulenz-assoziierte Proteine (Vaps) nötig, die sich auf Plasmiden befinden. Die Infektion mit *R. hoagii* erfolgt oral bzw. aerogen. Typischerweise

tritt die Krankheit bestandsmäßig gehäuft auf (FEY 2006, VALENTIN-WEIGAND 2007). Laut VENNER et al. 2013 ist die Rhodococcose verbunden mit großen finanziellen Einbußen. *R. hoagii* kommt ubiquitär im Boden und Kot vor und löst eitrige-granulomatöse Prozesse besonders beim Fohlen aus. Die Krankheit entwickelt sich schleichend. Während die Fohlen sich meist schon kurz nach der Geburt infizieren, zeigen sich erst ab der vierten Lebenswoche Symptome. Meist handelt es sich um typische Anzeichen einer Pneumonie, wie Inappetenz, Fieber, pathologische Befunde bei der Lungenauskultation und – perkussion sowie Husten und Nasenausfluss. Andere Begleiterscheinungen können Polysynovitis oder Osteomyelitis (lymphogene Streuung) oder Diarrhoe durch Granulom- und Abszessbildung im Dickdarmbereich sein. Die Erkrankung kann bis zum Tod der Fohlen führen (FEY 2006, GIGUERE et al. 2011 (1), VALENTIN-WEIGAND 2007). Zusätzlich zu einer symptomatischen Therapie der Diarrhoe und Polysynovitis ist die Behandlung mit Rifampicin kombiniert mit Azithromycin oder Clarithromycin erfolgversprechend, sofern diese nötig ist (FEY 2006, GIGUERE et al. 2011 (2), VENNER et al. 2013). Da die Resistenz gegenüber Makroliden und Rifampicin weiter steigen könnte, ist es sinnvoll, die Behandlung auf schwer erkrankte Tiere zu beschränken (GIGUERE 2010, VENNER 2013). Die meisten Fohlen erholen sich auch ohne Behandlung (VENNER et al. 2013).

### 3 Material und Methoden

#### 3.1 Material

Die verwendeten Bakterien, Nährmedien, Biochemischen Identifizierungssysteme, Chemikalien und Reagenzien, Testkits, Geräte und Verbrauchsmaterialien sind nachfolgend aufgeführt.

##### 3.1.1 Bakterien

Stamm	Herkunft
<i>Acinetobacter baumannii</i> DSM 30007	DSMZ, Braunschweig, Deutschland
<i>Rhodococcus hoagii</i> DSM 20295	DSMZ, Braunschweig, Deutschland
<i>Staphylococcus aureus</i> DSM 2596	DSMZ, Braunschweig, Deutschland



### 3.1.2 Nährmedien sowie deren Bestandteile

Nährmedium/Bestandteil	Hersteller
Aqua dest.	
<i>Brilliance</i> <sup>TM</sup> E. coli/Coliform Selektiv Agar	OXOID GmbH, Deutschland
<i>Brilliance</i> <sup>TM</sup> ESBL Agar	OXOID GmbH, Deutschland
<i>Brilliance</i> <sup>TM</sup> MRSA 2	OXOID GmbH, Deutschland
CASO - Agar	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
CASO - Bouillon	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
Columbia-Agar mit Schafblut <sup>PLUS</sup>	OXOID GmbH, Deutschland
CHROMagar <sup>TM</sup> Acinetobacter	MAST Diagnostica GmbH, Deutschland
CHROMagar <sup>TM</sup> MRSA	MAST Diagnostica GmbH, Deutschland
di-Natriumhydrogenphosphat-Dihydrat	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
Gassner Medium	OXOID GmbH, Deutschland
Kaliumdihydrogenphosphat	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
Kaliumchlorid	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
MSRV Agar (ISO)	OXOID GmbH, Deutschland
Müller Hinton Bouillon	Sifin GmbH, Deutschland
Natriumchlorid	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
Pepton aus Fleisch peptisch verdaut	Carl Roth GmbH + Co. KG, Deutschland
Tween® 80 (USP-NF, BP, Ph. Eur.) pure, pharma grade	AppliChem GmbH, Deutschland
XLD Agar	OXOID GmbH, Deutschland
XLT4 Agar	OXOID GmbH, Deutschland

### 3.1.3 Biochemische Identifizierungssysteme

Identifizierungssystem	Hersteller
Micronaut-S β-Lactamase VII	Sifin GmbH, Deutschland
RapID <sup>TM</sup> Staph plus System	Thermo Fisher Scientific <sup>TM</sup> Inc., USA
RapID <sup>TM</sup> ONE System	Thermo Fisher Scientific <sup>TM</sup> Inc., USA
RapID <sup>TM</sup> NF System	Thermo Fisher Scientific <sup>TM</sup> Inc., USA

### 3.1.4 Chemikalien und Reagenzien

Chemikalie/Reagenz	Hersteller
Ethanol, absolut für die Molekularbiologie	AppliChem GmbH, Deutschland
GeneRuler 100 bp DNA Ladder, ready-to-use	Thermo Fisher Scientific <sup>TM</sup> Inc., USA

Gram-Schnellfärbung LT-SYS <sup>R</sup>	Eberhard Lehmann GmbH, Deutschland
HDGreen <sup>®</sup> Plus Safe DNA Dye	Intas Science Imaging Instruments GmbH, Deutschland
mecA 1 forward Primer mecA 2 reverse Primer	Biomers.net GmbH, Deutschland
Qiagen Taq Core Kit	Qiagen GmbH, Deutschland
RapID <sup>™</sup> Inokulationsflüssigkeit	Thermo Fisher Scientific <sup>™</sup> Inc., USA
RapID <sup>™</sup> Spot Indol Reagenz	Thermo Fisher Scientific <sup>™</sup> Inc., USA
Remel <sup>™</sup> BactiDrop <sup>™</sup> Oxidase	Thermo Fisher Scientific <sup>™</sup> Inc., USA
Remel <sup>™</sup> BactiDrop <sup>™</sup> Spot Indole (DMACA)	Thermo Fisher Scientific <sup>™</sup> Inc., USA
Remel <sup>™</sup> Staphaurex*	Thermo Fisher Scientific <sup>™</sup> Inc., USA
SAspa1095F Primer SAspa1517 Primer	Biomers.net GmbH, Deutschland
Standard-Agarose	AppliChem GmbH, Deutschland

### 3.1.5 Geräte

Gerät	Hersteller
Anaerobar (2,5 l)	OXOID GmbH, Deutschland
Anaerobiertopf (3,5 l)	OXOID GmbH, Deutschland
Coriolis Micro	Bertin Instruments, Frankreich
Gel Dok 2000	BIO-RAD, USA
Mikrobiologischer Brutschrank B 12	Heraeus Instruments GmbH, Deutschland
Mikrobiologischer Brutschrank B 6760	Heraeus Instruments GmbH, Deutschland
PowerPac <sup>™</sup> 200 Gelkammer	Bio-Rad Laboratories GmbH, Deutschland
Thermocycler Biometra <sup>®</sup> Tprofessional	Biometra GmbH, Deutschland
Thermocycler Biometra <sup>®</sup> Tpersonal	Biometra GmbH, Deutschland
Thermo Shaker TS-100	Biosan, Lettland

### 3.1.6 Verbrauchsmaterialien

Produkt	Hersteller
AnaeroGen (2,5 l)	OXOID GmbH, Deutschland
Biosphere <sup>®</sup> Pipettenspitzen mit Filter, 1000 µl	Sarstedt, Deutschland
Biosphere <sup>®</sup> Pipettenspitzen mit Filter, 100 µl	Sarstedt, Deutschland
Biosphere <sup>®</sup> Pipettenspitzen mit Filter, 10 µl	Sarstedt, Deutschland
Cryobank <sup>™</sup> System	MAST Diagnostica GmbH, Deutschland
Einmalimpfösen 10 µl, kalibriert	Laborfachhandel Schubert, Deutschland
Micro Tube 1,5 ml	Sarstedt, Deutschland
Micro Tube 2 ml	Sarstedt, Deutschland

Schraubbröhrchen 15 ml	Sarstedt, Deutschland
Serologische Pipetten 5 ml, 10 ml, 25 ml	Sarstedt, Deutschland
Wattestäbchen, steril, 15 cm	Henry Schein VET GmbH, Deutschland

### 3.2 Methoden

#### 3.2.1 Eigenschaften der verwendeten Nährmedien

##### **Brilliance™ E. coli/Coliform Selektiv Agar**

Bei diesem Selektivagar werden zwei chromogene Substrate (Rose-Gal, X-Glu) zur Differenzierung von *E. coli* und coliformen Keimen verwendet. Aufgrund der  $\beta$ -Glucuronidase- sowie der  $\beta$ -Galactosidase-Aktivität ist *E. coli* in der Lage, beide Substrate zu verstoffwechseln. *E. coli* Kolonien erscheinen deshalb violett. Coliforme Keime stellen sich rosa dar, da sie nur Rose-Gal mit Hilfe der  $\beta$ -Galactosidase verstoffwechseln können. Das im Nährboden zusätzlich enthaltene Natriumaurylsulfat hemmt das Wachstum von grampositiven Bakterien. Bakterienspezies, die nur  $\beta$ -Glucuronidase besitzen, wachsen blau oder farblos (OXOID 2008).

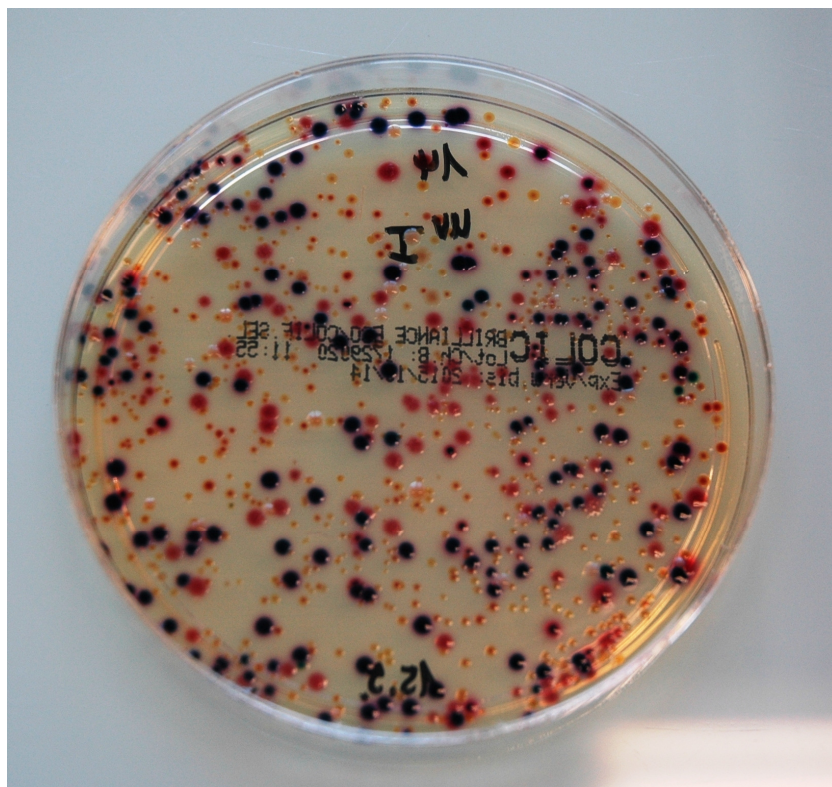


Abbildung 1: Brilliance™ E. coli/Coliform Selektiv Agar

### **Brilliance™ ESB� Agar**

Dieses Selektivmedium ist geeignet zum Screening von klinischen Proben auf die Anwesenheit von ESB�-Bildnern. Zusätzlich zu Cefpodoxim sind weitere antibakterielle Agenzien enthalten, die die Begleitflora im Wachstum hemmen. Bakterien der KESC-Gruppe (*Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Citrobacter*) wachsen in grünen Kolonien, da sie die  $\beta$ -Galactosidase besitzen. *E. coli* besitzt sowohl die  $\beta$ -Galactosidase als auch die  $\beta$ -Glucuronidase, wodurch die Kolonien blau oder auch pink gefärbt sind. *Proteus*, *Morganella* und *Providencia* sind gekennzeichnet durch Kolonien, die von einem braunen Ring umgeben sind, da sie Tryptophan deaminieren können. Farblose Kolonien lassen sich Salmonellen, *Acinetobacter* oder weiteren Bakterien mit anderen Resistenzmechanismen als ESB� zuordnen (OXOID 2009).

### **Caseinpepton-Sojamehlpepton (CASO)-Bouillon**

Bei CASO-Bouillon handelt es sich um ein Universalmedium, welches frei von Hemmstoffen und Indikatoren ist. Die reichhaltige Nährgrundlage ermöglicht die Züchtung von anspruchsvollen Mikroorganismen. Des Weiteren dient CASO-Bouillon als Grundlage zur Herstellung von Spezialnährböden (MERCK 1988).

### **Columbia-Agar mit Schafblut<sup>PLUS</sup>**

Aufgrund der reichhaltigen Nährbedingungen findet Blutagar vor allem Verwendung bei der Züchtung und Isolierung anspruchsvoller Erreger (MERCK 1988).

### **CHROMagar™ Acinetobacter**

Auf herkömmlichen Nährmedien gestaltet sich der Nachweis von *A. baumannii* teils schwierig, da schnell wachsende Begleitkeime eine Differenzierung erschweren. Die meisten Nährmedien basieren auf der Differenzierung durch Laktose bzw. des Fehlens der Laktose-Fermentationsfähigkeit. CHROMagar™ Acinetobacter hindert grampositive und die meisten gramnegativen Bakterien am Wachstum. *Acinetobacter* bildet auf diesem Agar rote Kolonien. Für die sichere Identifizierung von *Acinetobacter* können trotzdem zusätzliche Bestätigungstests wie biochemische oder immunologische Tests erforderlich sein. Enterobakterien können auf CHROMagar™ Acinetobacter als blaue bis metallisch blaue

Kolonien wachsen. Zur Unterscheidung gegenüber nicht-fermentierenden Gram-negativen Bakterien wie *Pseudomonas*, die eine *Acinetobacter*-ähnliche Koloniemorphologie aufweisen, kann der Oxidasetest herangezogen werden. *Acinetobacter* ist Oxidasen negativ. Durch Hinzufügen des Supplementes CR102 zum Agar können „multi-drug resistant“ (MDR) *Acinetobacter* nachgewiesen werden (CHROMagar 2014).

### CHROMagar™ MRSA

CHROMagar™ MRSA dient zur Isolierung und Differenzierung von Methicillin-resistenten *S. aureus* (MRSA). Bei diesem chromogenen Selektivagar beträgt die Spezifität und Sensitivität nahezu 100%. Damit weist er eine höhere Sensitivität auf als Medien, die Oxacillin enthalten. Nach 18 bis 24 h zeigen sich MRSA als pink- bis malvenfarbene Kolonien. Die endgültige Identifizierung als MRSA erfordert gemäß Herstellerangaben zusätzlich eine Identifizierung verdächtiger Kolonien als *S. aureus*. MSSA werden durch die enthaltenen Antibiotika inhibiert. Andere Bakterien werden entweder ebenfalls inhibiert oder wachsen farblos bzw. blau (CHROMagar 2013).

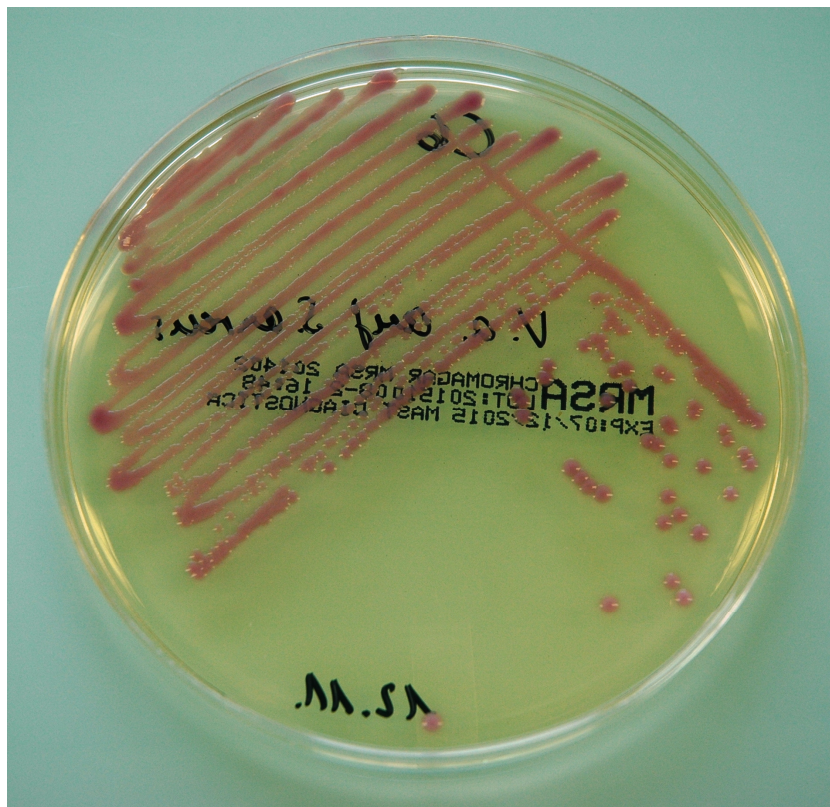


Abbildung 2: *S. aureus*-verdächtige Kultur auf CHROMagar™ MRSA

### **Gassner Medium**

Dieses Medium dient der Detektion von *Enterobacteriaceae*. Der Agar enthält Metachromgelb, welches die grampositive Begleitflora sehr gut unterdrückt. Die Laktoseverstoffwechselung wird als Unterscheidungskriterium genutzt. Laktose-positive Bakterien wie *E. coli* erscheinen als blaue Kolonien mit blauem Hintergrund. Die Kolonien der Laktose-negativen Bakterien wie Salmonellen wachsen gelb auf gelbem Hintergrund (OXOID 2016).

### **MSRV Agar Iso**

Es handelt sich um einen modifizierten, halbfesten Rappaport Vassiliadis Agar zur Anreicherung von Salmonellen. Die Unterscheidung von der Begleitflora erfolgt durch die Beweglichkeit der Salmonellen im Medium, die durch eine opaque Färbung des blauen Agars sichtbar wird. Novobiocin und Malachitgrün inhibieren das Wachstum der grampositiven Bakterien. Die zu untersuchende Probe muss vor dem Auftragen 1:10 in Peptonwasser verdünnt und bei 37°C für 18 h inkubiert werden. Dann werden drei Tropfen bzw. insgesamt 0,1 ml auf die MSRV-Platte getropft. Anschließend wird diese bei 41,5°C für 24 h inkubiert. Bei einem negativen Resultat werden die Platten weitere 24 h bebrütet. Bei einem positiven Ergebnis erfolgt aus dem äußersten Randbereich der opaken Wachstumszone die Überimpfung auf XLD-Agar und einen weiteren Selektivagar nach Wahl sowie biochemische und serologische Tests zur Bestätigung. Für den Nachweis unbeweglicher Salmonellen ist dieser Agar nicht geeignet (OXOID 2008).

### **Müller Hinton Bouillon**

Die Bouillon enthält Fleischextrakt, saures Caseinhydrolysat und Stärke. Sie findet Verwendung bei schnell wachsenden Bakterien (MERLIN 2014).

### **Xylose Lysin Desoxycholat Agar (XLD Agar)**

Ursprünglich wurde dieser Agar für die Isolation und Identifikation von Shigellen aus dem Stuhl verwendet, später auch zur Identifikation von Salmonellen. Xylose-Verwertung, Lysin-Decarboxylierung und Schwefelwasserstoff-Bildung werden zur Differenzierung von Shigellen und Salmonellen von nicht-pathogenen Bakterien herangezogen. Salmonellen können durch die Verstoffwechselung von Lysin im Medium von nicht pathogenen

Xylosefermentern unterschieden werden. Des Weiteren ermöglicht ein Schwefelwasserstoff-Indikator im Nährboden die Unterscheidung von Salmonellen und Edwardsiellen. Salmonellen wachsen als rote Kolonien mit schwarzem Zentrum, ebenso wie Edwardsiellen. Da die Edwardsiellen jedoch kein Lysin decarboxylieren können, wird die Schwärzung bis nach 24 h durch den sauren pH-Wert unterbunden. H<sub>2</sub>S-negative Salmonellen wachsen in roten Kolonien ohne Schwärzung und sind damit optisch von den Shigellen nicht zu unterscheiden. Gelbe Kolonien auf gelbem Nährbodenhintergrund können anderen *Enterobacteriaceae* wie z.B. *Escherichia*, *Enterobacter*, *Klebsiella*, *Citrobacter* und *Serratia* spp. zugeordnet werden. *Providencia* spp. bildet rote, transparente Kolonien, die denen von H<sub>2</sub>S-negativen Salmonellen und Shigellen entsprechen (OXOID 2003).

#### **Xylose Lactose Tergitol™4 Agar (XLT4 Agar)**

Bei diesem Selektivagar handelt es sich um ein hochselektives Medium zur Identifikation und Isolierung von Salmonellen. Durch Tergitol (= Sodiumtetradecylsulfat) wird das Wachstum der Begleitflora gehemmt. Durch die Verstoffwechselung der enthaltenen Xylose, Laktose und Saccharose und die Decarboxylierung von Lysin wird eine Änderung des pH-Wertes erreicht. Salmonellen zeigen sich als schwarze bzw. rote Kolonien mit schwarzem Zentrum, da sie Thiosulfat in Hydrogensulfit umwandeln können. Andere *Enterobacteriaceae* wie *E. coli* bilden gelbe Kolonien. Shigellen wachsen als rote Kolonien, da sie weder Laktose noch Thiosulfat verwerten können (OXOID 2003).

### **3.2.2 Bestandsaufnahme in der Chirurgischen Tierklinik**

#### **3.2.2.1 Bauliche Gegebenheiten der Chirurgischen Tierklinik**

Es handelt sich um ein denkmalgeschütztes Gebäude. Dieses erschwert die Angleichung der baulichen Gegebenheiten an moderne Anforderungen. Die Klinik besteht aus einem Baukörper. Die Patienten kommen i.d.R. durch den Patienteneingang in die Klinik (siehe Abbildung 3). Gegenüber befindet sich der Haupteingang. Auch dieser wird von Patienten genutzt. Vom Haupteingang aus betritt man die Klinikhalle, in der der Untersuchungsstand zu finden ist. Hier werden die Untersuchungen an Patienten durchgeführt und Behandlungen, die nicht in der Box möglich sind. Der Mittelgang verbindet Klinikhalle und Patienteneingang. Vom Mittelgang gelangt man in die Stallungen. Es gibt einen langen linken Stallgang mit Boxen und einen kürzeren auf der rechten Seite. Auf der rechten Seite befinden sich zwei Aufwachboxen. Dort werden die Pferde für Operationen abgelegt bzw. wachen dort auf. Mit einem Kran werden sie auf den OP-Wagen zum Transport in den

OP-Saal verbracht. Dabei führt der Weg durch die Klinikhalle. Von der Klinikhalle erreicht man ebenfalls die Apotheke, die Instrumentenvorbereitung, welche auch einen direkten Zugang zum OP besitzt, den Röntgenraum, den CT-Raum und einige Büros. Der Szintigraphieraum ist vom rechten Stallgang aus erreichbar. Am Ende des rechten Stallgangs in einem separaten Raum befinden sich die Boxen für die Pferde nach der Szintigraphie. Die Sattelkammer mit Halftern, Decken und Maulkörben ist vom Mittelgang aus zugänglich. Durch diese baulichen Gegebenheiten ergeben sich Kreuzungspunkte: In der Klinikhalle findet die Behandlung der Patienten statt; zusätzlich erfolgt über die Klinikhalle der Transport in den OP und in die Bildgebung. Des Weiteren ist die Reinigung und Desinfektion teils erschwert, da der Boden uneben ist. Die Rillen im Steinfußboden in den Seitenbereichen des Mittelganges lassen sich nur schwer sauber halten. Auch der Boden in den Aufwachboxen, der aus Gummimatten besteht, ist nicht einfach zu säubern und zu desinfizieren. Es besteht hier einerseits die Notwendigkeit der Griffigkeit beim Aufstehen und andererseits die Forderung nach einer möglichst glatten Fläche für eine wirksame Desinfektion.

### **3.2.2.2 Fragebogen über das Hygieneregime**

Zu Beginn der Studie wurde ein Fragebogen (siehe Anhang 9.1) erstellt, um das gängige Hygieneregime in der Chirurgischen Tierklinik zu erfassen. Ein allgemeiner Fragenteil gefolgt von detaillierteren Fragen zu den Bereichen Stall, Behandlungsraum (Klinikhalle), Bildgebung, OP-Bereich und Instrumente wurde erstellt und durch das verantwortliche Klinikpersonal beantwortet. Der Schwerpunkt lag hierbei vor allem auf den Reinigungs- und Desinfektionsarbeiten, insbesondere den verwendeten Mitteln, Konzentrationen und Einwirkzeiten. Die Häufigkeit sowie die zeitlichen Abstände zwischen Reinigung und Desinfektion wurden ebenfalls erfragt. Des Weiteren wurde die Zuständigkeit für die einzelnen Tätigkeiten ermittelt. Nach Auswertung des Fragebogens wurden genauere Angaben teils im persönlichen Gespräch erfragt, so zum Beispiel die Abfallentsorgung und Wäschehygiene.

### **3.2.2.3 Auswertung der Patientendaten**

Um einen Überblick über Patienten mit Infektionen durch sogenannte Problem- oder Hospitalkeime während des Klinikaufenthaltes zu erhalten wurden die im klinikeigenen Computerprogramm (Vetera) eingegebenen Untersuchungen der Jahre 2014 bis Mitte Juli 2016 erfasst. Nur Patienten, die mind. eine Nacht eingestallt waren, wurden berücksichtigt. Wenn ein Patient zweimal oder häufiger in dieser Zeit aufgenommen wurde, wurde er mehrfach gezählt, sodass die Zahl der aufgenommenen Patienten erfasst wurde. Zusätzlich



wurde der Aufnahmegrund festgehalten. Alle Untersuchungen wurden einzeln gesichtet und Hinweise auf Wundinfektionen, Durchfall, Atemwegsprobleme und Venenkatheterentzündungen gesucht. Alle verfügbaren mikrobiologischen Befunde von Verletzungen und Infektionen wurden aufgenommen, wenn vorhanden mit Antibiotogramm.

### **3.2.3 Probennahmen**

#### **3.2.3.1 Auswahl der Probenentnahmepunkte**

Die Probenentnahme wurde in fünf Bereichen durchgeführt: In der Instrumentenaufbereitung, Bildgebung und Klinikhalle inklusive Mittelgang sowie im Stallbereich und OP-Raum. Die Orientierung bei der Auswahl erfolgte einerseits in Anlehnung an Angaben aus der Literatur (BERGSTRÖM 2012), andererseits individuell an die Gegebenheiten in der Klinik angepasst, wie z.B. der Reinigung und Desinfektion schwer zugängliche Stellen sowie bei Anzeichen für eine Verschmutzung. Insgesamt wurden 66 Stellen in der Klinik beprobt. Die Mitarbeiter wurden nicht informiert, wann und wo diese Entnahmen stattfanden, um eine Verzerrung der Ergebnisse zu vermeiden. Die Beprobungsorte wurden mindestens zweimal beprobt, bei Auffälligkeiten auch mehrfach. Der Beprobungszeitraum erstreckte sich von Mitte September 2015 bis Ende April 2016.

#### **3.2.3.2 Durchführung der Probennahmen**

Es wurde bei der Probenentnahme Einmalhandschuhe getragen. Die zu beprobende Fläche wurde durch eine Schablone begrenzt, die eine Fläche von 25 cm<sup>2</sup> einschließt. Bei Probenpunkten, bei denen eine Beprobung mittels Schablone nicht möglich war, wurde eine punktuelle Beprobung durchgeführt. Bei letzterem Verfahren wurde die Keimzahl je ml ermittelt, während die Nutzung der Schablone eine Umrechnung in Keimzahl je cm<sup>2</sup> ermöglichte. Die Schablonen waren aus Karton und wurden nach jeder Probenentnahme entsorgt. Da im Pferdestall eine teils hohe Keimbelastung zu erwarten war, wurde das Nass-Trockentupferverfahren (NTT-Verfahren) angewendet. Anschließend erfolgte die Bestimmung der aeroben mesophilen Lebendkeimzahl. Dieses Prozedere wurde als Referenzverfahren beschrieben (KLEINER 2000, KRÜGER 2010). Es wurde gewählt, da Flächen, die mit dem Abklatschverfahren nicht erreichbar sind, für den Tupfer zugänglich sind (PFANNENSCHMIDT 2003). Außerdem ist durch das Einbringen des Tupfers in CASO-Bouillon eine anschließende Verdünnung der Probe möglich, was bei höheren Keimzahlen unerlässlich ist. Ein Großteil der Beprobung wurde von einem Untersucher durchgeführt. Damit sollte eine Vergleichbarkeit der Probennahme gewährleistet werden, da der Anstellwinkel sowie –druck eine wichtige Rolle bei der Probenentnahme spielen kann

(KEIPER 2002). Auch die Transportdauer spielt eine wesentliche Rolle (KLEINER 2000). Da die Entfernung von der Klinik zum Labor nur wenige Meter beträgt, fand keine Kühlung der Proben auf dem Transportweg statt.

Der Tupfer wurde zunächst mit steriler CASO-Bouillon angefeuchtet. Anschließend wurde die Fläche innerhalb der Schablone in zwei Richtungen, die im 90° Winkel zueinander stehen, meanderförmig abgestrichen. Dabei wurde der Tupfer kontinuierlich gedreht. Anschließend wurde der Tupfer in ein 15 ml Röhrchen gegeben, das 2 ml sterile CASO-Bouillon enthielt. Der Tupferstiel wurde am Rand des Röhrchens abgebrochen und der Teil, den die Hand berührte, verworfen.

Zusätzlich zu den Tupferproben wurden Luftkeimsammelproben entnommen. Diese Probenentnahme erfolgte mit dem Coriolis Air Sampler (Bertin). Das Gerät arbeitet nach der Wet Cyclone Technologie. Es wurde das sterile, mit 10 ml PBS (0,005% TWEEN) gefüllte Probengefäß in die Halterung eingeschraubt. Für die Probenentnahme wurde das Gerät erhöht (z.B. Mülltonne, Tisch) aufgestellt. Die Probenentnahme erfolgte an sieben Lokalisationen in der Klinik. Die Keimsammlung dauerte 10 min lang bei einem Sammelvolumen von 300 l/min.

### 3.2.4 Probenbearbeitung

Die Röhrchen mit Tupfer bzw. die Coriolis Sammelkelche wurden für ca. 30 s gevortext und anschließend je nach erwarteter Keimzahl bis zu  $10^{-6}$  verdünnt. Für die dezimale Verdünnungsreihe wurden 500 µl der Probe in 4500 µl CASO-Bouillon gegeben. Anschließend wurden die Proben mit einem Glasspatel im Doppelansatz ausgespatelt. Dazu wurden 100 µl der Probe pro Agarplatte aufgebracht. Jede Probe wurde auf Columbia Agar mit Schafblut<sup>PLUS</sup> ausgespatelt. Dieser wurde 24 h bei 37°C bebrütet. Nach der ersten Auszählung wurden die Blutplatten in den AnaeroJAR verbracht und weitere 24 h bei 37°C und 5% CO<sub>2</sub> bebrütet. Anschließend erfolgten die finale Auszählung und die Keimzahlberechnung. Es wurde die gewichtete Koloniezahl je ml errechnet. Dazu wurden folgende Formeln verwendet:

$$c = \frac{\sum c}{n_1 \cdot 1 + n_2 \cdot 0,1} \cdot d \cdot 100$$

c = gewichteter Mittelwert der Koloniezahlen je ml Probe

$\Sigma c$  = Summe der Kolonien

n1 = Anzahl der Platten der niedrigsten ausgewerteten Verdünnungsstufe

n2 = Anzahl der Platten der nächsthöheren Verdünnungsstufe

Daraus ist es möglich die Gesamtkeimzahl je cm<sup>2</sup> zu errechnen:

$$nOKZ = \frac{c}{n1 \cdot A} \cdot V$$

nOKZ = Oberflächenkeimzahl je cm<sup>2</sup>

A = Probennahmefläche

Die nachfolgende Tabelle 1 gibt einen Überblick über alle durchgeführten bakteriologischen Untersuchungen.

**Tabelle 1: Bakteriologische Untersuchungen**

Untersuchung auf	Probe	Verwendetes Nährmedium	Kulturbedingungen
aerobe mesophile LKZ	alle	Columbia-Agar mit Schafblut <sup>PLUS</sup>	24 h, 37°C; weitere 24 h, 37°C, 5% CO <sub>2</sub>
<i>S. equi</i> subsp. <i>equi</i> <i>S. equi</i> subsp. <i>zooepidemicus</i> <i>Rhodococcus hoagii</i>	alle	Columbia-Agar mit Schafblut <sup>PLUS</sup>	48 h, 37°C
MRSA	alle	CHROMagar <sup>TM</sup> MRSA	48 h, 37°C
<i>E. coli</i> coliforme Keime	alle	Brilliance <sup>TM</sup> E. coli/ Coliform Selektiv Agar	48 h, 37°C
ESBL	2. Proben- entnahme	Brilliance <sup>TM</sup> ESBL	48 h, 37°C
Salmonellen	ausgewählte Proben	Anreicherung: Peptonwasser MSRV Agar XLT4-Agar, XLD-Agar	24 h, 37°C 48 h, 41,5°C 48 h, 37°C
<i>Acinetobacter baumannii</i>	2. Proben- entnahme	CHROMagar <sup>TM</sup> Acinetobacter	48 h, 37°C

### **Speziesdifferenzierung bei Verdacht auf *S. equi* subsp. *equi* bzw. *zooepidemicus* und *Rhodococcus hoagii***

Auf den Blutplatten wurde nach Kolonien gesucht, die *S. equi* subsp. *equi* bzw. *zooepidemicus* morphologisch ähnlich waren. Anschließend wurde von diesen Kolonien eine Reinkultur, ebenfalls auf Blutagarplatten, erstellt. Es erfolgte eine Gram-Färbung mittels der Gram-Schnellfärbung LT-SYS<sup>R</sup>. Wenn es sich um grampositive Kokken handelte, schloss sich ein Katalasetest an. Fiel dieser negativ aus, wurde eine frische Subkultur zum Institut für Bakteriologie und Mykologie der Veterinärmedizinischen Fakultät gebracht und eine MALDI-TOF MS Untersuchung durchgeführt. Ebenso wurden Kolonien subkultiviert, bei denen ein Verdacht auf *Rhodococcus hoagii* bestand. Nach Gram-Färbung und positivem Katalasetest wurde ebenfalls die MALDI-TOF MS Untersuchung zur Speziesdifferenzierung ausgewählt.

### **Bestätigungstests bei Verdacht auf MRSA**

Bei Wachstum MRSA-typischer Kolonien auf dem CHROMagar wurde eine Subkultur auf Blutagar angelegt. Typische Einzelkolonien wurden nach Gram gefärbt und im Katalasetest untersucht. Handelte es sich um grampositive, katalasepositive Kokken schloss sich der Latex-Agglutinationstest Remel<sup>TM</sup> Staphaurex (Thermo Fisher Scientific<sup>TM</sup> Inc.) und eine biochemische Identifizierung (Remel<sup>TM</sup> Rapid Staph Plus) an. Bei diesem Agglutinationskit reagiert das von *S. aureus* und einigen anderen Staphylokokken gebildete Protein A mit IgG, das an die Latexkügelchen in der Testflüssigkeit gebunden ist. An den Kügelchen befindet sich zusätzlich Fibrinogen, welches mit dem sogenannten Clumping Factor reagiert. Somit findet eine schnelle Bestätigung von *S. aureus* statt, da das Bakterium sowohl Protein A als auch Clumping Factor bildet. Abschließend wurde die *spa*-PCR, welche das für Protein A kodierende *spa* Gen nachweist, durchgeführt (HARMSEN 2003). Ebenso erfolgte die *mecA*-PCR, bei der das klinisch relevante Methicillin-Resistenzgen *mecA* nachgewiesen wird (STROMMENDER et al. 2003). Hierbei können die nachgewiesenen *S. aureus* sicher als *mecA* Träger und damit mit hoher Wahrscheinlichkeit phänotypisch als MRSA identifiziert werden (STROMMENDER et al. 2003). Dafür wurden zwei Kolonien, die nicht älter als 24 h waren, in PBS gelöst und anschließend 10 min unter Schütteln im Thermoshaker bei 99°C aufgeköcht. Danach wurde die Probe bis zur weiteren Bearbeitung bei –20°C gelagert.

Der Mastermix bestand bei der *spa*-PCR aus folgenden Bestandteilen:

**Tabelle 2: Mastermix der *Staphylococcus aureus spa*-PCR**

Reagenz	Endkonzentration	Volumen pro Reaktion
H <sub>2</sub> O (PCR-Wasser)		18,875 µl
10x PCR Buffer	1,0x	2,5 µl
dNTP	0,2 mM	0,5 µl
SAspa1095F	0,4 µM	1,0 µl
SAspa1517R	0,4 µM	1,0 µl
Taq Polymerase	2,5 U/R	0,125 µl
Gesamtvolumen des Mastermix		24,0 µl

Der Mastermix für die *mecA* PCR setzte sich wie folgt zusammen:

**Tabelle 3: Mastermix für die *mecA*-PCR**

Reagenz	Endkonzentration	Volumen pro Reaktion
H <sub>2</sub> O (PCR-Wasser)		18,875 µl
10x PCR Buffer	1,0x	2,5 µl
dNTP	0,2 mM	0,5 µl
<i>mecA</i> 1 (1157)	0,4 µM	1,0 µl
<i>mecA</i> 2 (1158)	0,4 µM	1,0 µl
Taq Polymerase	2,5 U/R	0,125 µl
Gesamtvolumen des Mastermix		24,0 µl

Die spezifischen Primer lassen sich wie folgt charakterisieren:

**Tabelle 4: Sequenzen der verwendeten Primer**

Bezeichnung	Genesequenz	Amplifikatgröße
SAspa1095F	5'-AGACGATCCTTCGGTGAGC-3'	ca. 250 bis 650 bp
SAspa1517R	5'-GCTTTTGCAATGTCATTTACTG-3'	
<i>mecA</i> 1) forward Primer	5'-AAAATCGATGGTAAAGGTTGGC-3'	532 bp
<i>mecA</i> 2 reverse Primer	5'-AGTTCTGCAGTACCGGATTTGC-3'	

Der Mastermix wurde aus den genannten Komponenten passend zur Probenanzahl in ein 1,5 ml Micro Tube pipettiert. Es wurde zur Sicherheit ca. 10% mehr Mastermix hergestellt. Anschließend wurde der Mastermix mittels Vortex-Mixer gemischt und kurz zentrifugiert. In die 24 µl des Mastermix' wurde 1 µl der aufgekochten Probe gegeben. Zusätzlich wurden bei jeder PCR eine Positivkontrolle und eine Negativkontrolle (PCR-Wasser) mitgeführt. Die PCR erfolgte im Thermocycler Biometra Tpersonal bzw. Biometra Tprofessional. Es wurde folgendes Temperatur-Zeit-Schema für die *Staphylococcus aureus spa*-PCR verwendet (Tabelle 5):

**Tabelle 5: Temperatur-Zeit-Schema für die *Staphylococcus aureus spa*-PCR**

PCR-Schritt	Temperatur	Zeit	Zyklen
Denaturierung	94°C	03:00 min	
Amplifikation			30
Denaturierung	94°C	00:30 min	
Annealing	53°C	01:00 min	
Elongation	72°C	01:00 min	
Finale Extension	72°C	10:00 min	
Kühlen	10°C	----	

Für die *mecA*-PCR wurde folgendes Schema verwendet:

**Tabelle 6: Temperatur-Zeit-Schema der *mecA*-PCR**

PCR-Schritt	Temperatur	Zeit	Zyklen
Denaturierung	94°C	03:00 min	
Amplifikation			30
Denaturierung	94°C	00:30 min	
Annealing	59°C	01:00 min	
Elongation	72°C	01:00 min	
Finale Extension	72°C	10:00 min	
Kühlen	10°C	----	

Mittels Gelelektrophorese in einem mit 5 µl HDGreen™ Plus/100 ml Agar gefärbten 2% Agarosegel erfolgte die Auswertung der beiden PCRs. Für die ungefähre Größenbestimmung der Amplifikate wurde der ready-to-use DNA-Marker GeneRuler 100 bp DNA Ladder von Thermo Scientific eingesetzt. Durch die Gelelektrophorese können die amplifizierten Nukleinsäuresequenzen nach ihrer Länge aufgetrennt werden, da sie unterschiedlich weit im elektrischen Feld wandern. Die Agarose wurde im Mikrowellengerät in 1 x TAE-Puffer aufgekocht. Nach Abkühlung auf 50°C wurde das Agarosegel blasenfrei in die mit einem Kunststoffkamm versehene Gelkammer gegossen. Der Kunststoffkamm sorgte für die Taschen im Gel. Die mit 5 µl 6x Loading Dye (Thermo Scientific) vermischten Proben (8 µl) wurden nach dem Abkühlen in die Geltaschen des bereits in der Gelelektrophoresekammer liegende Gel pipettiert. Anschließend fand die Auftrennung in der PowerPac™ 200 der Firma Bio-Rad Laboratories GmbH bei 110 Volt für 60 min statt. Als Molekulargewichts-Standards wurde der GeneRuler 100 bp DNA Ladder eingesetzt. Die Fragmentlängen der Basenpaare betragen: 1000, 900, 800, 700, 600, 500, 400, 300, 200 und 100. Die Auswertung erfolgte im Gel Dok 2000 (BIO-RAD).

**Tabelle 7: Herstellung eines Agarosegels**

Zutat	Menge
Agarose Basis	2,3 g
1 x TAE-Puffer (TRIS-Acetat-EDTA-Puffer)	114,0 ml
HDGreen™ Plus	5,0 µl

Ein Isolat (Probe NR. 51) konnte mittels der beiden PCR-Verfahren nicht eindeutig bestätigt werden und wurde zur Speziesbestimmung mittels MALDI-TOF MS und Empfindlichkeitsprüfung im VITEK®2 an ein niedergelassenes Labor (Diagnosticum Labor Neukirchen) eingesendet.

### **Spezies-Differenzierung bei Verdacht auf ESBL-bildende *Enterobacteriaceae***

Von allen phänotypisch unterschiedlichen, verdächtigen Kolonien wurden Subkulturen auf Columbia Agar mit Schaftblut<sup>PLUS</sup> und Gassner Agar angefertigt. Neben der Koloniemorphologie und dem typischen Wachstum auf den Nährmedien wurde die Färbung nach Gram durchgeführt. Wenn es sich um gramnegative Stäbchen handelte, wurde die Oxidase- und Indolreaktion getestet. Zusätzlich erfolgte mittels des kommerziell erhältlichen RapID™ ONE Kits die Speziesidentifikation nach Herstellerangaben. Bei nicht eindeutiger

Interpretation der Testreaktionen durch das Hersteller-eigene Auswertungssystem erfolgte die Einsendung der Isolate an das Diagnosticum Labor Neukirchen zur Speziesbestimmung mittels MALDI-TOF MS und Empfindlichkeitsprüfung im VITEK®2. Letztere diente auch der Bestätigung des Micronaut-S  $\beta$ -Lactamase VII Tests.

#### **Phänotypische Bestätigung der ESBL-Bildung**

Mit Hilfe der Micronaut-S  $\beta$ -Lactamase VII Testplatte (Merlin Diagnostika) erfolgte die phänotypische Bestätigung der Fähigkeit ESBL zu bilden. Die verwendeten Kolonien waren nicht älter als 24 h und wurden von Columbia Agar mit Schafblut<sup>PLUS</sup> entnommen. Mit 5 ml NaCl (0,9%) wurde eine Bakteriensuspension erstellt, deren Trübung gemäß Herstellerangaben einem McFarland Standard von 0,5 entsprach. Von dieser Suspension wurden 50  $\mu$ l in 11 ml Mueller-Hinton II Bouillon pipettiert. Die Homogenisierung der Suspension erfolgte mittels Vortex-Mixer. 100  $\mu$ l davon wurden je Vertiefung der Micronaut-S  $\beta$ -Lactamase VII Testplatte überimpft. Die beimpfte Platte wurde mit nicht-perforierter Abklebefolie verschlossen. Nach einer Inkubationszeit von 24 h bei 37°C konnte das Ergebnis visuell abgelesen werden. Die Ergebnisse wurden auf dem zugehörigen Ergebnisbogen festgehalten.

#### **Identifizierung von *Salmonellen***

Salmonellen-verdächtige Kolonien auf dem MSRV Agar wurden auf XLD-Agar und XLT4-Agar überimpft. Bei salmonellentypischem Wachstum wurde eine Subkultur auf Columbia Agar mit Schafblut<sup>PLUS</sup> und Gassner-Agar angeschlossen. Nach Gram-Färbung und Oxidasetest erfolgte die biochemische Untersuchung mittels RapID™ ONE Kit. Die genaue Serovarbestimmung durch Agglutination wurde an der LUA Sachsen am Standort in Leipzig durchgeführt.

#### **Identifikation von *Acinetobacter baumannii***

*Acinetobacter*-verdächtige, rote Kolonien wurden vom CHROMagar entnommen und auf Columbia Agar mit Schafblut<sup>PLUS</sup> subkultiviert. Anschließend wurde eine Gram-Färbung durchgeführt. Falls es sich um gramnegative Stäbchen handelte, wurde der Oxidasetest durchgeführt. Anschließend wurde das Remel RapID™ NF plus Kit für die Speziesidentifizierung eingesetzt. Dieses Kit erlaubt allerdings nur die Identifikation von *Acinetobacter* spp. Deshalb schloss sich bei Verdacht auch hier die Untersuchung mittels MALDI-TOF MS und VITEK®2 im Fremdlabor an.



#### 4.1 Bauliche Gegebenheiten der Chirurgischen Tierklinik

Die chirurgische Tierklinik (inzwischen Teil der Klinik für Pferde) befindet sich in einem denkmalgeschützten Gebäude. Der Grundriss ist in Abbildung 3 dargestellt. Die Patienten betreten das Gebäude meist am hinteren Ende des Klinikgebäudes über den Mittelgang. Gegenüber, am anderen Ende des Mittelganges, befindet sich der Haupteingang. Zu beiden Seiten des Mittelganges befinden sich Stallgassen. Die - vom Haupteingang aus gesehen - linke Stallgasse ist länger. Hier befinden sich die vier Intensivboxen und weitere Patientenboxen. Die rechte Stallgasse besitzt weniger Boxen. Zwei Boxen sind hier für Szintigraphiepatienten abgetrennt. Rechts vom Haupteingang befinden sich die Anmeldung, ein Raum mit Computern und der Raum mit dem CT. An das CT schließt sich der Röntgenraum sowie der Raum zur Auswertung der Röntgenaufnahmen an. Dahinter befindet sich die Szintigraphie. Die zwei Aufwachboxen stellen eine Verbindung zwischen dem rechten Stallgang und dem Mittelgang dar. Neben den Aufwachboxen ist das sogenannte Pferdebad lokalisiert, in dem die Reinigungsgeräte und Desinfektionsmittel aufbewahrt werden. Auf der linken Seite des Haupteinganges befindet sich der OP-Saal. Daran schließt sich der Durchreiche-Autoklav und die Instrumentenaufbereitung sowie die Apotheke an. Der Untersuchungsstand ist vor den Eingängen zum CT und Röntgenraum zu finden. Auf der linken Seite gegenüber vom „Pferdebad“ befindet sich die Sattelkammer. Seitlich im Mittelgang befinden sich Schubkarren sowie Heu- und Strohlager.



**Abbildung 3: Grundriss der Chirurgischen Tierklinik der Veterinärmedizinischen Fakultät**

Es wird deutlich, dass ein Pferd, das operiert werden muss, weite Wege zurücklegt. So gelangt es von der Box in die Aufwachbox. Nach dem Ablegen wird es auf dem OP-Wagen in den OP-Saal gebracht, um nach der OP wieder in die Aufwachbox geschoben zu werden. Dabei kreuzen sich die Wege mit den anderen Patienten, da der Untersuchungsstand ebenfalls über den Mittelgang zugänglich ist. Im Behandlungsbereich ist somit ein Kreuzungspunkt zwischen ambulanten und OP-Patienten sowie Patienten der Bildgebung. Beim ersten Rundgang fielen Schwalbennester sowie auf den Kippfenstern der Intensivboxen sitzende Spatzen auf. In der Instrumentenaufbereitung wird der Kanülenabfall gesammelt. Allerdings fehlte hierbei der Deckel auf dem Behälter.

Für infektiöse Patienten sind zwei Boxen in einem getrennten Gebäude vorhanden. Dort befindet sich ein Vorraum mit Waschbecken und Desinfektionsmittelspender sowie - bei Belegung - Einmalkleidung.



**Abbildung 4: Spatzen auf dem Fenster über einer Intensivbox**



**Abbildung 5: offener Kanülenabfallbehälter**

## **4.2 Hygienemaßnahmen in der Chirurgischen Tierklinik**

### **4.2.1 Hygieneplan**

Zu Beginn meiner Arbeit war kein Hygieneplan in der Chirurgischen Klinik vorhanden. Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen wurden mit Datum und durchführender Person in eine Liste eingetragen. Die Durchführung erfolgte anhand mündlicher Einweisung in die durchzuführende Tätigkeit.

### **4.2.2 Auswertung des Fragebogens**

Die Auswertung des Fragebogens ergab, dass mehrere Händedesinfektionsmittel in der Klinik verwendet werden. Einerseits die nach VAH als alkoholische Händedesinfektionsmittel zugelassenen Mittel Softa Man® (Braun) und Sterillium® (Bode), aber auch Braunoderm® (Braun), ein iodhaltiges Hautdesinfektionsmittel. Die Händedesinfektionsmittelspender befinden sich im OP-Saal, in der Behandlungshalle und im CT-Raum. Im Stall gibt es keine Desinfektionsmittelspender.

Die zur Reinigung und Desinfektion verwendeten Lappen werden mehrmals genutzt und je nach Verschmutzungsgrad ausgetauscht. Im Stallbereich (Boxen und Stallgänge, OP-Wagen, Aufwachboxen) liegt die Zuständigkeit bei den Tierpflegern, im Klinikbereich (Klinikhalle, OP-Saal, Apotheke, Instrumentenaufbereitung und Räume der Bildgebung) bei den Tiermedizinischen Fachangestellten. Als Reinigungsmittel findet Spülmittel Verwendung. Als Flächendesinfektionsmittel wird Melsept SF® (Braun) in 2%-iger Lösung verwendet. Die Einwirkzeit laut Hersteller beträgt 15 min. Melsept SF® ist in der VAH-Liste gelistet, hat jedoch keine Listung nach DVG-Vorgaben. Das Desinfektionsmittel ist eine aldehydhaltige wässrige Lösung. Des Weiteren sind Quarternäre Ammoniumverbindungen enthalten. Im Stallbereich werden die Boxen vor der Reinigung ausgemistet und ausgekehrt. Die Boxen werden normalerweise nach jedem Patienten gereinigt, bei Überbelegung ist dies teilweise nicht möglich. Die Reinigung der Boxen erfolgt meist mit Schrubber oder Heißwasserhochdruckreiniger. Die Desinfektion der Boxen erfolgt nicht immer nach jedem Patienten. Meist erfolgt die Nassdesinfektion mit Hilfe einer Gießkanne. Wenn die Box noch nass ist, wird 7%iges Melsept SF® verwendet und wirkt für 30 min ein. Anschließend lässt man die Box abtrocknen. Falls ein Patient kommt, wird die Box mit einem Gummischieber abgezogen und belegt. Der Stallgang wird zwei- bis dreimal pro Woche gereinigt, bei Bedarf auch häufiger. Für den Stallgang wird eine Bodenreinigungsmaschine von Kärcher

(BR 55/60 W) mit zugehörigem alkalischem Bodengrundreiniger RM 69 ASF (Kärcher) verwendet. Zusätzlich wird der alkalische Schaumreiniger Calgonit NF 422 (Calvatis) verwendet. Nach Behandlungen auf der Stallgasse bzw. bei Verdacht auf infektiöses Material erfolgt eine Desinfektion in Form von Nassdesinfektion mit 2%igem Melsept SF® mit 20-minütiger Einwirkungszeit. In der Stallgasse bei den Intensivboxen befindet sich ein Medikamententisch, auch Bremserwagen genannt. Dieser wird bei Bedarf mit Spülmittel abgewischt, eine Desinfektion erfolgt nur sehr selten mit Meliseptol Foam pure® (Braun). Hierbei handelt es sich um ein alkoholisches Desinfektionsmittel, welches zusätzlich quarternäre Ammoniumverbindungen enthält. Die Halfter und Stricke werden mit Spülmittel gewaschen und nur nach Patienten mit infektiösen Erkrankungen vor dem Waschen in 1%-iges Melsept SF® für eine Stunde eingelegt. Bei Bedarf werden die Schubkarren mit Calgonit NF 422 gereinigt. Pferdedecken werden bei Verdacht auf infektiöses Material in 1%-igem Melsept SF® für eine Stunde eingeweicht. Routinemäßig werden sie bei 40°C in der Waschmaschine gewaschen.

In der Klinikhalle werden ebenfalls Spülmittel und Melsept SF® 2% bzw. Meliseptol Foam pure® verwendet. Eine Reinigung erfolgt einmal wöchentlich in Form von Abspritzen mit Wasser und anschließendes Abziehen durch die Reinigungsfirma. Die Reinigung und Desinfektion der Klinikhalle und ihrer Geräte erfolgt mindestens einmal wöchentlich bzw. nach Bedarf durch die Tiermedizinischen Fachangestellten. Verwendet wird der Kärcher BR 55/60 W mit den gleichen Reinigungsmitteln wie in den Stallgassen. Die Wände werden mit Schrubber und Spülmittel gereinigt. Der Untersuchungsstand wird mindestens täglich gereinigt und mindestens wöchentlich mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min desinfiziert. Gereinigt wird er mit Lappen und Spülmittel. Die Aufwachboxen werden nach jeder Nutzung gereinigt und mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min desinfiziert. Es können hier keine Bodenreinigungsmaschinen verwendet werden, da der Boden nicht dafür geeignet ist. Deshalb erfolgt die Reinigung mittels Schrubber und Spülmittel. Der OP-Wagen wird nach jedem Patienten gereinigt und abgeschiebert. Die Desinfektion mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min erfolgt mindestens einmal wöchentlich.

Die Oberflächen in den Räumen der Bildgebung werden wöchentlich bzw. im CT-Raum alle zwei Wochen gereinigt. Eine Desinfektion mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min erfolgt nur in Ausnahmefällen bei Bedarf. Die Böden werden zweimal wöchentlich von einer Reinigungsfirma gereinigt. Das Kopfteil im CT-Raum wird nach jeder Nutzung gereinigt und desinfiziert in Form einer Wischdesinfektion mit Meliseptol Foam pure®, Einwirkzeit 1 min.

Im OP-Saal werden Boden und Wände nach Bedarf, mindestens aber monatlich gereinigt und mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min desinfiziert. Narkosegeräte dagegen erfahren eine mindestens wöchentliche Reinigung und mindestens alle zwei Wochen eine Desinfektion mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min. Einmal monatlich werden alle Geräte - soweit möglich - aus



dem OP-Saal entfernt und es erfolgt eine Grundreinigung und Desinfektion mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min. Der Boden wird wie in der Klinikhalle mit dem Kärcher gereinigt. Für die Wände finden Schrubber und Lappen Verwendung. Mindestens wöchentlich bzw. nach jedem Patienten erfolgt die Reinigung und Desinfektion des OP-Tisches. Üblicherweise wird auch hier mit 2%-igem Melsept SF® für 20 min und Meliseptol Foam pure® mit einer Einwirkzeit von 1 min desinfiziert. Eine Ausnahme bilden die Schläuche des Narkosegerätes, welche in 1%-iger Helipur-H plus N®-Lösung (Braun) für 1h eingelegt werden. Auch hierbei handelt es sich um ein Desinfektionsmittel auf Aldehydbasis.

Die Instrumente und Arthroskope werden in der Instrumentenaufbereitung zunächst am Waschbecken abgespült. Dabei befindet sich links vom Waschbecken das gebrauchte und rechts das gewaschene Besteck. Bei infektiösem Material wie z.B. Eiter erfolgt als Erstes eine „Vordesinfektion“ in Helipur H plus N® (1%, 1 h) in Form einer Tauchdesinfektion. Nach der manuellen Vorreinigung am Waschbecken unter laufendem Wasser wird das Besteck in der Aufbereitungsmaschine Belimed infection control WD 150 bei 60°C mit dem Reinigungsmittel BeliClean M Universal und dem Neutralisator BeliClean SZ gespült. Die Reinigung und Desinfektion erfolgt nach jedem Gebrauch. Anschließend wird das Besteck im Autoklaven bei 134°C und 2 bar, bereits in Besteckkästen bzw. Papier-Folienkombinationen einsortiert, autoklaviert. Das sterile Besteck wird in den Besteckkästen bzw. in Papier-Folienkombinationen in einer Schrankwand gelagert. Die Endoskope werden nach der Verwendung mit Spülmittel gereinigt. Anschließend erfolgt eine Desinfektion mittels Einlegen in Helipur H plus N® (1%, 1 h). Alternativ werden sie zur Aufbereitung in die Medizinische Tierklinik verbracht.

Die Apotheke, Instrumentenvorbereitung und Büros inklusive Sanitäreinrichtungen werden einmal wöchentlich von der Reinigungsfirma gewischt.

#### **4.3 Auswertung der Patientendaten**

Es wurden alle Patienten der Tierklinik berücksichtigt, die von Januar 2014 bis Juli 2016 stationär für mindestens eine Nacht aufgenommen wurden. Die Patientenaufenthalte wurden gezählt, sodass ein Patient bei Wiederaufnahme zweimal gezählt wurde. Im Jahr 2014 hatte die Klinik 537 Patientenaufnahmen, im Jahr 2015 420 und im Jahr 2016 238. Somit wurden insgesamt 1195 Patientenaufnahmen berücksichtigt. Davon hatten 901 Patienten mindestens einen Venenkatheter und 742 Patienten eine Operation. Die drei häufigsten Aufnahmegründe waren Kolik (282), Lahmheit (199) und Verletzung (164). Andere Aufnahmegründe waren unter anderem Karpaltunnelsyndrom, Kastration und Augenerkrankungen. Die Patientenberichte im Programm Vetera wurden ausgewertet. Dabei wurden alle Symptome erfasst, die den Verdacht einer nosokomialen Infektion zulassen. Diese waren Wundheilungsstörungen, Durchfall, Fieber, Symptome des Atmungsapparates, wie Husten, Nasenausfluss oder ein verschärftes Atemgeräusch, oder

eine Schwellung im Bereich des Venenkatheters. Die Symptome wurden nur dann in die Auswertung einbezogen, wenn sie nach der ersten Nacht in der Klinik auftraten. Teils traten auch Kombinationen bei demselben Patienten auf, sodass diese hier zweimal berücksichtigt wurden. Das heißt ein Pferd mit Periphlebitis, Thrombophlebitis und eitriger Entzündung ging für jedes Symptom in die Zählung ein. Bei Durchfallsymptomatik ausgenommen wurden Pferde, die therapeutisch Laxantien erhielten.

**Tabelle 8: Patienten mit Verdacht auf nosokomiale Erkrankungen**

Symptome	Anzahl betroffener Patienten	in %
Schwellung im Bereich des Venenkatheters	102	11,3
Thrombophlebitis	7	0,8
eitrige Entzündung Venenkatheter	6	0,7
Periphlebitis	6	0,7
Entzündung Einzelhefte zur Fixierung der VK-Verlängerung	4	0,4
Durchfall	39	3,3
Fieber	24	2,0
Symptome im Bereich des Atmungsapparates	8	0,6
Wundheilungsstörung/ Schwellung im Bereich der OP-Wunde	16	2,1
eitrige Entzündung der OP-Wunde	4	0,5
Nahtdehiszenz	4	0,5

Die OP-Patienten wurden meist bis ca. drei Tage nach der OP mit Penicillin und Gentamicin antibiotisch abgedeckt. Die im Computerprogramm zugänglichen Befunde von mikrobiologischen Untersuchungen wurden ebenfalls ausgewertet (Tabelle 9). Hauptaugenmerk lag dabei auf den zu Beginn aufgezählten Bakterienarten, die hinsichtlich nosokomialer Infektionen beim Pferd eine Bedeutung haben können.

**Tabelle 9: Nachweis spezieller Keime am Patienten**

Keim	Nachweis der Keime aufgeführt nach Lokalisation und Jahr		
	2014	2015	2016
<i>Escherichia coli</i>	eiternde Bauchwunde nach Kolik OP (n=1); Koprostase-Kot (n=1);	Durchfallkot (n=2); Bauchwunde nach Kolik-OP (n=1); Nabelinfektion (n=1); Nageltritt (n=1); Infektion der Lederhaut (n=1); Nahtdehiszenz (n=1); UV Kopf (n=1)	Fraktur HGM (n=1); Wundtupfer (n=1); Nageltritt (n=1); Durchfallkot (n=1)
<i>S. equi</i> subsp. <i>zooepidemicus</i>	Koprostase-Kot (n=1); Nahtdehiszenz nach Trümmerfraktur-OP (n=1);	Verletzung (n=3); Nasenausfluss (n=1); Nabelinfektion (n=1); Infektion des Kieferknochens (n=1); Nageltritt (n=1); Samenstrangfistel (n=1); Urachusfistel (n=1); Infektion der Lederhaut (n=1); Schwellung OP-Wunde (n=1)	Verletzung (n=1); Hämatom (n=1); Wundtupfer (n=1); Nabelinfektion (n=3); Nageltritt (n=1)
<i>S. equi</i> subsp. <i>equi</i>		Samenstrangfistel (n=1)	
<i>S. aureus</i>		Genickfistel (n=1); Nahtdehiszenz (n=2); Samenstrangfistel (n=1); Wundinfektion (n=1); UV Vorderbrust (n=1);	Fraktur HGM (n=1); Gelenkflüssigkeit (n=1); Unterkieferverletzung (n=1)



		UV Kopf (n=1); Phlegmone Venenkatheter (n=1); Thrombophlebitis (n=1)	
<i>R. hoagii</i>			Durchfallkot (n=1)

Bei einer Nabelinfektion im April 2015 spielten *S. equi* subsp *zooepidemicus* und *E. coli* eine wichtige Rolle. Hier bestand eine Sensibilität nur für Marbofloxacin, Enrofloxacin und Cefquinom. Bei einem Patienten mit Samenstrangfistel wurde am 12.06.2015 zunächst hgr *S. equi* subsp *equi* nachgewiesen. Es wurde mit Cefquinom behandelt. Am 30.06. wurde erneut beprobt. Diesmal wurde ein hochgradiger Befall mit *S. aureus* und *S. equi* subsp *zooepidemicus* gefunden. Im Dezember 2015 verursachten *S. aureus*, *Klebsiella oxytoca* und *E. coli* eine Nahtdehiszenz nach einer Fesselringband-OP. Es handelte sich hierbei mit hoher Wahrscheinlichkeit um einen MRSA, da nur noch eine Sensibilität gegen Florfenicol bestand. Auch die nachgewiesenen *E. coli* wiesen viele Resistenzen auf. Am 14.12.2015 wurde bei einem Klinikpferd mit Thrombophlebitis *S. aureus* isoliert. Dieser wies eine hohe Anzahl an Resistenzen auf. Von den getesteten Antibiotika war dieser Stamm nur für Streptomycin, Erythromycin und Florfenicol sensibel. Auch hier handelt es sich wahrscheinlich um MRSA. Mitte Juni 2016 wurde ein Pferd mit Unterkieferverletzung eingeliefert. In einem Abstrich dieser Verletzung konnte *S. aureus* nachgewiesen werden, bei dem es sich um MRSA handelt.

#### 4.4 Ergebnisse der Probennahmen

Für die Probennahmen wurde die Klinik in fünf Bereiche gegliedert: die Instrumentenaufbereitung, die Räume der Bildgebung, die Klinikhalle und der Mittelgang, der Stalltrakt und der OP-Raum. Sofern möglich, wurde die Tupferprobenentnahme mithilfe einer Schablone durchgeführt. Die Auswertung der Keimbelastung dieser Proben erfolgte in der Einheit KbE/cm<sup>2</sup>. Da die Schablone nicht an allen Probennahmestellen (wie z.B. dem Bügel des Seifen- oder Desinfektionsmittelspenders) verwendet werden konnte, wurden hier die Keimzahlen in der Einheit KbE/ml berechnet. Die Keimzahl in KbE/cm<sup>2</sup> war niedriger als die zugehörige Keimzahl in KbE/ml. Jede Probennahmestelle wurde mindestens zweimal beprobt. Meist lagen vier bis acht Wochen zwischen den Probennahmen. Die erste Luftkeimsammelprobe wurde im September 2015 entnommen, die zweite im April 2016.

#### 4.4.1 Instrumentenaufbereitung

Die Ergebnisse aller bakteriologischen Untersuchungen in der Instrumentenaufbereitung sind in Tabelle 10 dargestellt. Links oben am Waschbecken der Instrumentenaufbereitung befand sich ein Tablett aus Plastik (Abbildung 6), das als Standplatz für Spülmittel und andere Flaschen diente.



**Abbildung 6: Tablett neben Waschbecken**

Hier wurde eine Keimbelastung von  $5,0 \times 10^2$  KbE/cm<sup>2</sup> nachgewiesen. Die Ablage links des Waschbeckens war mit einem Handtuch abgedeckt, auf dem das benutzte OP-Besteck bis zur manuellen Reinigung lag. Die Beprobung ergab hier einen maximalen Lebendkeimgehalt von  $3,8 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> sowie den Nachweis von  $1,4 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> coliformen Keimen. Auf der Ablagefläche rechts des Waschbeckens konnte einmalig MRSA nachgewiesen werden. Dort wurde das manuell gereinigte OP-Besteck getrocknet. Die Tastatur der Telefone wies einen Lebendkeimgehalt von  $3,7 \times 10^2$  bis  $3,5 \times 10^4$  KbE/ml auf und variierte z.B. beim Festnetztelefon bis zum 80-fachen zwischen den einzelnen Probenentnahmezeitpunkten. *E. coli* und ESBL-bildende *Enterobacteriaceae* konnten an den beprobten Stellen in der Instrumentenvorbereitung nicht nachgewiesen werden, ebenso wenig *A. baumannii*, *R. hoagii*, *S. equi* subsp. *zooepidemicus* und *S. equi* subsp. *equi*.

**Tabelle 10: Ergebnisse Probennahmen Instrumentenaufbereitung**

Probennahme/Ort	LKZ in KbE/cm <sup>2</sup> (*:KbE/ml)	Coliforme Keime	MRSA
1. Probennahme			
Instrumentenwagen 1	4,7E+00		
Tischoberfläche ggü Autoklav	6,2E+00		
Instrumentenwagen 2	1,0E+00		
Tablett am Waschbecken	5,0E+02		
Festnetztelefon Tastatur	*3,5E+04	*5,5E+02	
tragbares Telefon Tastatur	*5,5E+02	*1,5E+02	
Abfluss am Waschbecken	*2,4E+07	*4,6E+02	
Handtuch auf Ablagefläche	3,8E+03	1,4E+03	
Fläche rechts vom Waschbecken	2,4E+00		1,6E+00
2. Probennahme			
Instrumentenwagen 1	2,1E+01	1,0E+00	
Tischoberfläche ggü Autoklav	1,7E+01		
Instrumentenwagen 2	7,8E+01	1,0E+00	
Tablett am Waschbecken	8,8E+01		
Festnetztelefon Tastatur	*4,4E+02	*3,5E+01	
tragbares Telefon Tastatur	*3,7E+02	*6,0E+01	
Abfluss am Waschbecken	*4,3E+05	*1,6E+02	
Handtuch auf Ablagefläche	1,1E+02	1,2E+01	

Fläche rechts vom Waschbecken	1,2E+01		
3. Probennahme			
Tablett am Waschbecken	5,6E+01	1,0E+01	
Festnetztelefon Tastatur	*2,0E+03	*2,1E+02	
Ablagefläche diesmal ohne Handtuch	2,2E+01	1,0E+00	

E = Exponent zur Basis 10; E + Zahl =  $\times 10^{\text{Zahl}}$ ; leeres Feld = Keime nicht nachweisbar

#### 4.4.2 Bildgebung

In den Räumlichkeiten der Bildgebung wurden *E.coli*, ESBL-bildende *Enterobacteriaceae*, MRSA, *A. baumannii*, *R. hoagii*, *S. equi subsp. equi* und *S. equi subsp. zooepidemicus* ebenfalls nicht nachgewiesen. Die Kopfaufnahme des CTs, die nach jeder Nutzung gereinigt und desinfiziert wird, wies durchgehend weniger als 20 KbE/m<sup>2</sup> auf. Im Vergleich hierzu ergab die Beprobung der Tastatur des Narkosebildschirms eine maximale LKZ von 1.600 KbE/ml. Coliforme Keime waren auf dem Boden, aber auch im Waschbecken nachweisbar. In einer Pfütze am Boden des Röntgenraumes war eine Keimzahl von  $2,9 \times 10^7$  KbE/ml zu finden. Im trockenen Zustand waren es vier log-Stufen weniger.

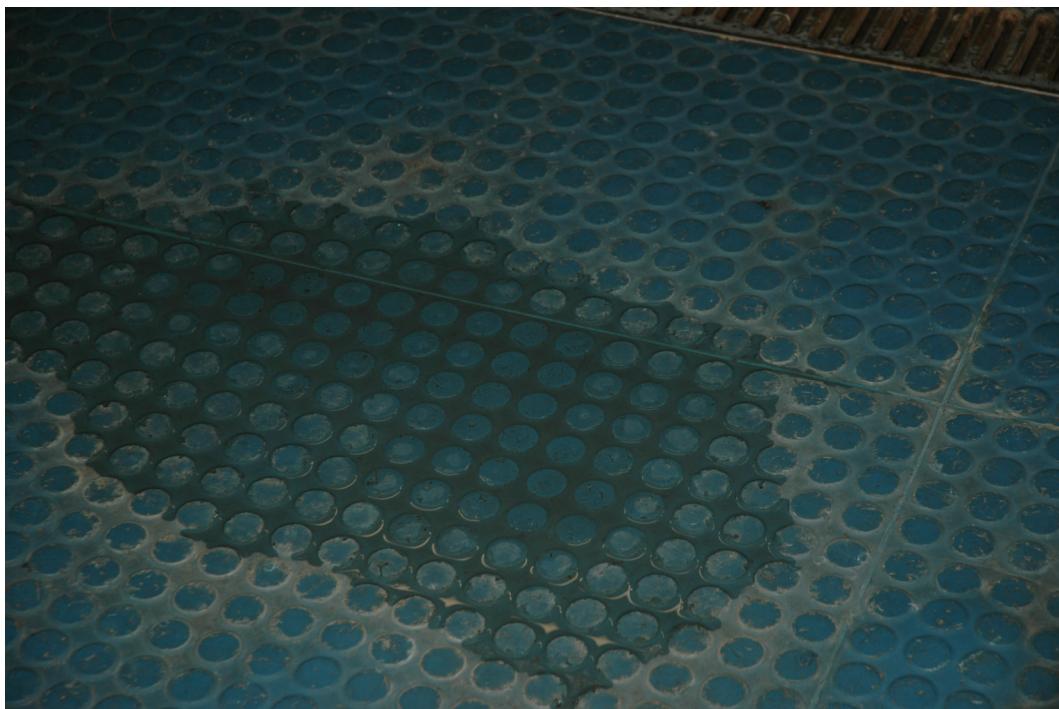


Abbildung 7: Pfütze auf Boden des Röntgenraumes

**Tabelle 11: Ergebnisse Probennahmen Bildgebung**

Probennahme/Ort	LKZ in KbE/cm <sup>2</sup> (*:KbE/ml)	Coliforme Keime
1. Probennahme		
Pfütze Boden Röntgenraum	*2,9E+07	
Kopfaufgabe CT	1,2E+01	
Tastatur Narkosebildschirm CT	*1,6E+03	
Waschbecken Mitte CT	2,3E+01	
Waschbecken rechts CT	8,0E+01	1,0E+00
Luftkeimsammlung CT (KbE/m <sup>3</sup> )	5,0E+02	
2. Probennahme		
Pfütze Boden Röntgenraum (getrocknet)	*2,0E+03	*4,0E+01
Kopfaufgabe CT	1,8E+01	
Tastatur Narkosebildschirm	*2,3E+01	
Waschbecken Mitte CT	2,6E+01	8,0E-01
Waschbecken rechts CT	4,3E+01	2,8E+00
Luftkeimsammlung CT (KbE/m <sup>3</sup> )	4,4E+02	2,6E+02

E = Exponent zur Basis 10; E + Zahl =  $\times 10^{\text{Zahl}}$ ; leeres Feld = Keime nicht nachweisbar

#### 4.4.3 Klinikhalle und Mittelgang

In der Nähe des Untersuchungsstands befindet sich eine geflieste Nische mit Handwaschbecken, Seifen-, Desinfektionsmittel- und Einmal-Papiertuchspender; ein Bereich, der von vielen Personen genutzt wird. Bei den verschiedenen Probenahmezeitpunkten war am Desinfektionsmittelspenderbügel eine LKZ von  $1,4 - 2,5 \times 10^2$  KbE/ml nachweisbar.



Darüber hinaus wurden nach der ersten Beprobung coliforme Keime und nach der zweiten Probenentnahme MRSA (30 KbE/ml) kultiviert. Im Vergleich zum Bügel des Desinfektionsmittelpenders wiesen der Bügel des Seifenspenders sowie der geflieste Bereich am Waschbecken eine geringere Keimzahl auf.



**Abbildung 8: Waschbecken im Klinikbereich mit Seifen- und Desinfektionsmittelpender**

An der vorderen Begrenzung des Untersuchungsstands, die mit der Brust der Patienten in Berührung kommt, waren bis zu  $2,1 \times 10^2$  KbE LKZ/ml nachweisbar einschließlich coliformer Keime und MRSA.



**Abbildung 9: Untersuchungsstand**

Equipment, das direkt an den Patienten zur Anwendung kommt, wie z.B. Halfter, Trense, Nasenbremse oder Stethoskop, war ebenfalls keimbelastet. Auffällig war hier die Nasenbremse mit bis zu  $8,0 \times 10^3$  KbE/ml LKZ und dem Nachweis von  $4,2 \times 10^2$  KbE/ml MRSA sowie 10 KbE/ml *E. coli*. Das saubere Halfter und das Trensengebiss wiesen eine LKZ von  $2,8 \times 10^5$  KbE/ml und  $7,5 \times 10^4$  KbE/ml auf. Am Halfter wurden darüber hinaus  $3,7 \times 10^4$  KbE/ml coliforme Keime nachgewiesen. Das Stethoskop ergab eine Belastung mit einer LKZ von  $4,4 \times 10^2$  KbE/ml.

Der OP-Wagen in Nutzung war mit Kotwasser verschmutzt, wodurch sich eine LKZ von  $3,2 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> erklärt. *E. coli* konnte bei beiden Probennahmen auf dem OP-Wagen nachgewiesen werden. Bei dem OP-Wagen in Nutzung betrug die Keimzahl 32 KbE/cm<sup>2</sup>, bei dem sauberen 4 KbE/cm<sup>2</sup>. Bei der zweiten Probennahme wurden auf dem OP-Wagen 4,0 KbE/cm<sup>2</sup> ESBL-bildende *E.coli* nachgewiesen. Auf dem OP-Wagen mit Kotwasser konnte *S.equi* subsp. *zooepidemicus* qualitativ nachgewiesen werden.

Der Boden der Aufwachbox wies eine LKZ von  $2,6 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> auf. Es handelt sich hierbei um griffiges Material, welches sehr uneben und schwer zu reinigen und zu desinfizieren ist.



**Abbildung 10: Aufwachbox**

Eine Probe, die am Kreuzungspunkt von Klinikhalle und Mittelgang auf dem Boden entnommen wurde, ergab den Nachweis von *Acinetobacter* species mit 1 KbE/cm<sup>2</sup> und am Kreuzungspunkt von Stallgang zu Mittelgang mit 2,0 KbE/cm<sup>2</sup>. Eine Ausdifferenzierung der Spezies war mit der MALDI-TOF MS und dem VITEK®2 Verfahren nicht möglich.

Bei der Luftkeimsammlung im Bereich von Klinkhalle und Mittelgang wurde eine Gesamtkeimbelastung von 3,8x10<sup>3</sup> und 8,8x10<sup>4</sup> KbE/m<sup>3</sup> Luft nachgewiesen. An coliformen Keimen waren 1,3x10<sup>2</sup> bis 4,3x10<sup>2</sup> KbE/m<sup>3</sup> Luft nachweisbar.

**Tabelle 12: Ergebnisse Probennahmen Klinikhalle und Mittelgang**

Probennahme/Ort	LKZ in KbE/cm <sup>2</sup> (*KbE/ml)	Coliforme Keime	<i>E. coli</i>	ESBL	MRSA
1. Probennahme					
Bügel Seifenspender Klinikhalle	*3,2E+01				
Bügel Desinfektionsmittelspender Klinikhalle	*1,4E+02	*2,0E+02			
Fliesen unter Handtuchspender	1,0E+00				
Untersuchungsstand oberer Rand	1,2E+01	2,6E+00			
Aufwachbox Wand	1,8E+01				
Aufwachbox Boden	2,6E+03	1,8E+01			
sauberer Maulkorb	*8,0E+01	*1,5E+01			
sauberes Halfter	*2,8E+05	*3,7E+04			
Trensengebiss	*7,5E+04	*3,2E+01			
Pferdedecke	9,6E+01				
Stethoskop	*4,4E+02				



Nasenbremse	*3,4E+03	*1,5E+01	*1,0E+01		*4,2E+02
Untersuchungsstand vorne	*9,4E+02	*1,5E+01			
Apotheke Arbeitsfläche	3,8E+01	2,4E+00			
OP-Wagen in Nutzung	3,2E+03	1,2E+01	3,2E+01		
Boden Kreuzungspunkt Mittelgang/Klinikhalle	5,6E+02	8,8E+00			
Computertastatur Apotheke	*9,5E+02	*9,5E+01			
Türklinke Apotheke	*5,4E+02	*4,0E+01			
Boden Kreuzungspunkt Mittelgang/Stall links	2,8E+04	1,2E+01			
Luftkeimsammlung Mittelgang hinten (KbE/m <sup>3</sup> )	3,8E+03	2,8E+02			
Luftkeimsammlung Mittelgang/Klinikhalle (KbE/m <sup>3</sup> )	8,8E+04	2,5E+02			
2. Probennahme					
Bügel Seifenspender Klinikhalle	*5,7E+01				
Bügel Desinfektionsmittelspender Klinikhalle	*2,5E+02				*3,0E+01
Fliesen unter Handtuchspender	8,0E+00				
Untersuchungsstand oberer Rand	1,0E+03	4,0E+00			1,1E+01
Aufwachbox Wand	3,8E+01				
Aufwachbox Boden	6,4E+02	5,2E+00			
sauberer Maulkorb	*2,5E+03	*2,3E+02			
sauberes Halfter	*2,0E+04	*1,8E+02			

Trensengebiss	*8,6E+02	*1,1E+02			
Pferdedecke	5,0E+01	2,4E+00			
Stethoskop					
Nasenbremse	*8,0E+03	*5,0E+01			
Untersuchungsstand vorne	*2,1E+03				
Apotheke Arbeitsfläche	2,9E+01	1,6E+00			
OP-Wagen sauber	1,3E+02	4,4E+00	4,0E+00	2,8E+00	
Boden Kreuzungspunkt Mittelgang/Klinikhalle	3,4E+02	1,0E+00			
Computertastatur Apotheke	*1,7E+03	*2,5E+01			
Türklinke Apotheke	*2,5E+02				
Boden Kreuzungspunkt Mittelgang/Stall links	4,8E+03	1,6E+00			
Luftkeimsammlung Mittelgang hinten (KbE/m <sup>3</sup> )	1,8E+04	4,3E+02			
Luftkeimsammlung Mittelgang/Klinikhalle (KbE/m <sup>3</sup> )	7,6E+03	1,3E+02			

E = Exponent zur Basis 10; E + Zahl =  $\times 10^{\text{Zahl}}$ ; leeres Feld = Keime nicht nachweisbar

#### 4.4.4 Stall

Eine Keimzahl von  $7,4 \times 10^4$  KbE/ml wurde auf dem Verschluss der Infusionsflasche auf dem Bremserwagen gefunden. Auch die Edelstahloberfläche dieses Wagens und das gelbe Tablett wiesen eine Belastung mit Keimen auf.



**Abbildung 11: Bremserwagen**

In den Tränken mit stehendem, verunreinigtem Wasser (Abbildung 12) war eine Keimzahl von  $7,8 \times 10^3$  bis  $3,6 \times 10^5$  KbE/cm<sup>2</sup> zu finden. Die Desinfektion des Futtertroges verminderte die Keimzahl von  $1,9 \times 10^4$  auf  $1,6 \times 10^1$  KbE/cm<sup>2</sup>. Bei der Desinfektion der Boxen konnte die Keimzahl nicht in allen Fällen maßgeblich reduziert werden. Die Ausgangskeimzahl bewegte sich zwischen  $3,2 \times 10^3$  und  $2,8 \times 10^4$  KbE/cm<sup>2</sup> auf dem Boxenboden und zwischen  $1,0$  und  $2,7 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> an der Boxenwand. Nach der Reinigung und Desinfektion lagen die Werte zwischen  $4,8$  und  $1,0 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> auf dem Boden und bis zu  $27$  KbE/cm<sup>2</sup> an der Wand. Bei der Hälfte der Probenahmestellenpaare konnte ein ausreichender Desinfektionserfolg festgestellt werden.



**Abbildung 12: Tränke mit stehendem Wasser**

Coliforme Keime ließen sich in auf dem Verschluss der Infusionsflasche mit bis zu  $2,5 \times 10^2$  KbE/ml nachweisen. Ebenso konnten sie in etwas geringerer Anzahl auf der Edelstahloberfläche und dem gelben Tablett gefunden werden. Die höchste Anzahl an coliformen Keimen konnte mit  $1,3 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> im Futtertrog detektiert werden. Vereinzelt konnten sie noch nach Reinigung und Desinfektion der Boxen nachgewiesen werden.



**Abbildung 13: Futtertrog**



Der Verschluss der Infusionsflasche war auch mit 15 KbE/ml *E. coli* verunreinigt. Auch der Stallboden und die Tränke enthielten *E. coli*. Die niedrigste nachgewiesene Keimzahl betrug 1,0 KbE/cm<sup>2</sup> auf dem Boden. Die höchste Anzahl *E. coli* konnte mit 63 KbE/cm<sup>2</sup> an der Stallwand festgestellt werden.

ESBL-bildende *E. coli* wurden auf dem Stallboden nach Auskehren und im Futtertrog mit 1,0 KbE/cm<sup>2</sup> nachgewiesen. Außerdem befanden sich 3,2 KbE/cm<sup>2</sup> auf dem Boden einer Box.

MRSA (1,0 KbE/cm<sup>2</sup>) wurden auf dem gelben Tablett des Bremserwagens nachgewiesen. Außerdem war 2,3 KbE/cm<sup>2</sup> MRSA im Futtertrog vor der Desinfektion zu finden.

*A. baumannii*, *S. equi* subsp. *equi*, *S. equi* subsp. *zooepidemicus* und *R. hoagii* waren in keiner der Proben nachweisbar.

Die LKZ bei der Luftkeimsammlung bewegte sich zwischen  $1,5 \times 10^4$  und  $2,0 \times 10^5$  KbE/m<sup>3</sup> und die coliformen Keime zwischen  $4,5 \times 10^2$  und  $2,5 \times 10^3$  KbE/m<sup>3</sup>. Vorne im linken Stallgang im Bereich der Intensivboxen konnten 13 KbE/m<sup>3</sup> *E. coli* nachgewiesen werden und die gleiche Anzahl an MRSA.



**Abbildung 14: Luftkeimsammelprobe Stall**

**Tabelle 13: Ergebnisse Probennahmen Stall**

Probennahme/Ort	LKZ in KbE/cm <sup>2</sup> (*:KbE/ml)	Coliforme Keime	<i>E. coli</i>	ESBL	MRSA
1. Probennahme					
Verschluss Infusionsflasche Bremsenwagen	*7,2E+04	*2,1E+02	*1,5E+01		
Edelstahloberfläche Bremsenwagen	2,6E+02	1,0E+00			
gelbes Tablett Bremsenwagen	7,0E+01	1,0E+00			
Tränke trocken	1,1E+05	1,2E+01	1,0E+00		
Tränke (Wasser steht)	3,6E+05	5,6E+00			
Futtertrog	2,4E+04	1,6E+03			
Futtertrog mit Müslirest	6,0E+01	5,2E+01			
Stallboden Box (leer)	1,0E+04	2,7E+02	1,0E+00		
Stallwand Box (leer)	1,0E+00				
Stallwand Box (eingestreut)	9,6E+02				
Wand Box nach Auskehren	2,7E+03	3,2E+00	3,2E+00		
Wand Box nach R + D					
Boden Box nach Auskehren	2,8E+04	4,4E+00	4,8E+00		
Boden Box nach R + D	1,0E+03	1,0E+00			
Boden Box halb eingestreut	9,6E+02	5,2E+00			
Wand Box halb eingestreut	1,2E+02	8,0E-01			
Luftkeimsammelprobe Stallgang	6,0E+04	4,5E+02	1,3E+01		1,3E+01

links vorne (KbE/m <sup>3</sup> )					
Luftkeimsammelprobe Stallgang links hinten (KbE/m <sup>3</sup> )	2,0E+05	2,5E+03			
Luftkeimsammelprobe Stallgang rechts (KbE/m <sup>3</sup> )	1,4E+05	1,4E+03			
2. Probennahme					
Verschluss Infusionsflasche Bremsenwagen	*1,2E+04	*2,5E+02			
Edelstahloberfläche Bremsenwagen	1,6E+02				
gelbes Tablett Bremsenwagen	6,6E+02	1,0E+00			
Tränke trocken	7,8E+03	9,6E+00			
Futtertrog	2,0E+03	2,8E+01			2,3E+00
Futtertrog vor Desinfektion	1,9E+04	1,2E+02	1,2E+01	1,0E+00	
Futtertrog nach Desinfektion	1,6E+01				
Stallboden Box (leer)	3,2E+03	2,4E+01			
Stallwand Box (leer)	7,2E+00				
Stallwand Box (leer))	1,6E+01				
Wand Box nach Auskehren	2,1E+03	5,6E+00			
Wand Box nach R + D	8,0E+00				
Boden Box nach Auskehren	2,4E+04	1,4E+01	2,0E+01	3,2E+00	
Boden Box nach R + D	4,8E+00	1,0E+00			
Luftkeimsammelprobe Stallgang links vorne (KbE/m <sup>3</sup> )	3,9E+04	1,6E+03	2,2E+01		
Luftkeimsammelprobe Stallgang	1,5E+04	1,2E+03			

links hinten (KbE/m <sup>3</sup> )					
Luftkeimsammelprobe Stallgang rechts (KbE/m <sup>3</sup> )	3,8E+04	7,9E+02			
3. Probennahme					
Verschluss Infusionsflasche Bremsenwagen	*1,9E+02	*2,5E+01			
Edelstahloberfläche Bremsenwagen	1,9E+01				
gelbes Tablett Bremsenwagen	4,0E+02	1,4E+01			1,0E+00
Stallwand Box (leer))	5,6E+01	2,4E+00			
Wand Box nach Auskehren	7,2E+02	3,2E+00	6,3E+01		
Wand Box nach R + D	2,7E+01				
Boden Box linke Ecke nach Auskehren	1,1E+04	1,6E+01	3,6E+01	1,0E+00	
Boden Box linke Ecke nach R + D	8,0E+00				
Boden Box Mitte nach Auskehren	1,5E+04	8,4E+00	1,3E+01		
Boden Box Mitte nach R + D	4,8E+02	3,0E+02	1,0E+00		

E = Exponent zur Basis 10; E + Zahl =  $\times 10^{\text{Zahl}}$ ; leeres Feld = Keime nicht nachweisbar



#### 4.4.5 OP-Saal

Die höchste Lebendkeimzahl wurde auf den Infusomaten gefunden, mit  $1,0 \times 10^3$  KbE/ml auf den Kanten des Lidocaininfusomaten und  $4,6 \times 10^2$  KbE/cm<sup>2</sup> auf dem zweiten Infusomaten. Auf dem Bügel des Desinfektionsmittelspenders wurden 5,0 KbE/ml nachgewiesen. Auf dem Boden konnten bei der ersten Probennahme keine Keime gefunden werden. Die Oberfläche des Anästhesiewagens wies  $1,2 \times 10^2$  KbE/cm<sup>2</sup> auf. Auf dem Tuch, welches sich auf der Ablage neben dem Waschbecken befand, waren 8,4 KbE/cm<sup>2</sup> bei der ersten Probennahme nachweisbar einschließlich coliformer Keime. Coliforme Keime ( $1,2 \times 10^2$  KbE/ml) befanden sich auch auf dem Lidocaininfusomat. Des Weiteren wurden sie auf der Oberfläche des Anästhesiewagens identifiziert. Auch auf der OP Plane, welche sich auf dem OP-Tisch befindet und dem Bügel des Desinfektionsmittelspenders waren coliforme Keime nachweisbar.



Abbildung 15: Anästhesiewagen



**Abbildung 16: OP-Tisch mit Plane mit orangefarbenem Wagen im Hintergrund**

Die Luftkeimsammlung ergab eine Gesamtkeimzahl von  $3,0 \times 10^2$  KbE/m<sup>3</sup> bis  $1,5 \times 10^4$  KbE/m<sup>3</sup> auf. Hier konnten ebenfalls coliforme Keime nachgewiesen werden.

**Tabelle 14: Ergebnisse Probennahmen OP-Saal**

Probennahme/Ort	LKZ in KbE/cm <sup>2</sup> (*:KbE/ml)	Coliforme Keime
1. Probennahme		
Tuch auf Tisch bei Waschbecken	8,4E+01	1,0E+00
Griff OP-Lampe	*8,5E+01	
Anästhesiewagen Oberfläche	1,2E+02	2,0E+00
orangefarbener Wagen Oberfläche	2,7E+01	
Y-Stück Beatmungsschlauch	*2,1E+02	

Infusomat OF	4,6E+02	8,4E+01
Bügel Desinfektionsmittelspender	*5,0E+00	
Bügel Seifenspender	*1,8+01	
Infusomat Lidocain Kanten	*1,0E+01	
Boden		
Plane OP-Tisch	2,4E+01	1,2E+00
Luftkeimsammlung (KbE/m <sup>3</sup> )	3,0E+02	3,0E+01
2. Probennahme		
Tuch auf Tisch bei Waschbecken	5,2E+00	
Griff OP-Lampe	*3,6E+01	
Anästhesiewagen Oberfläche	1,4E+01	
orangefarbener Wagen Oberfläche	6,9E+00	
Y-Stück Beatmungsschlauch	*4,1E+02	
Infusomat OF	4,8E+01	8,0E+00
Bügel Desinfektionsmittelspender	*6,2E+01	*1,0E+01
Bügel Seifenspender	*1,7E+02	
Infusomat Lidocain Kanten	*1,0E+03	1,2E+02
Boden	7,6E+00	
Plane OP-Tisch	2,3E+01	1,0E+00
Luftkeimsammlung (KbE/m <sup>3</sup> )	1,5E+04	3,6E+02

E = Exponent zur Basis 10; E + Zahl =  $\times 10^{\text{Zahl}}$ ; leeres Feld = Keime nicht nachweisbar

## 4.5 Hygieneplan

Tabelle 15: Hygieneplan (Entwurf) Klinik für Pferde

WAS	WIE	WOMIT	WANN	WER
Hände	Schützen	<b>Trixo-lind® Pflegelotion</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• vor und während der Arbeit</li> </ul>	alle Mitarbeiter
	Hygienische Hände-desinfektion	<b>Softa-Man®</b> aus dem Direktspender <b>konz., mind. 3 ml, 30 s</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• auf die trockenen Hände einschließlich Handgelenke geben</li> <li>• Bereiche über die gesamte Einwirkzeit feucht halten</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• vor und nach Kontakt mit Patienten</li> <li>• nach Kontakt mit infiziertem oder kontaminiertem Material</li> <li>• nach Kontakt mit der direkten Umgebung der Patienten</li> <li>• nach Arbeitsende oder -unterbrechung</li> </ul>	alle Mitarbeiter
	Chirurgische Hände-desinfektion	<b>Softa-Man®</b> aus dem Direktspender <b>konz., mehrere Portionen zu 2-3 ml, 3 min</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>• in die trockenen Hände und Unterarme einreiben</li> <li>• Hände und Unterarme über die gesamte Einwirkzeit feucht halten</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• vor der Durchführung chirurgischer Eingriffe</li> </ul>	chirurgisches Personal und Assistenten
	Waschen	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Lifosan soft®</b> aus dem Direktspender</li> <li>• Papierhandtuch zum 1x Gebrauch</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• vor Arbeitsbeginn oder bei –unterbrechung</li> <li>• nach Arbeitsende</li> <li>• nach Toilettenbesuch</li> <li>• bei sichtbarer Verschmutzung</li> </ul>	alle Mitarbeiter
	Pflegen	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Trixo-lind® Pflegelotion</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach der Arbeit (nach Desinfektion und Waschen der Hände)</li> </ul>	

Arbeitskleidung	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sammeln in Wäsche-tonne</li> <li>• Wäscherei</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Wäscherei</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach Verschmutzung</li> <li>• mindestens wöchentlich</li> </ul>	alle Mitarbeiter; zentrale Wäscherei
Schutzkleidung (Einweg)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sammeln (Abholungs-müllbehälter)</li> <li>• Entsorgen (Abholung)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sammeln im Müllbehälter</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach Verschmutzung</li> <li>• täglich</li> </ul>	alle Mitarbeiter
Pferdedecken, Halfter	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Waschmaschine</li> <li>• Halfter in Wäschesack</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Waschmittel, 60°C</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jedem Patienten</li> </ul>	Tierpfleger
Maulkorb	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> <li>• Wisch-desinfektion</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• handelsübliches Reinigungsmittel</li> <li>• <b>Meliseptol® Foam Pure (1 min)</b>; (bakterizid (geringe Belastung), <b>begrenzt viruzid</b>)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jedem Patienten</li> </ul>	Tierpfleger
Nasenbremse Nasenschlundsonde	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> <li>• trocknen lassen</li> <li>• Desinfektion</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• handelsübliches Reinigungsmittel, heißes Wasser</li> <li>• Tauchdesinfektion <b>Helipur H plus N (1,5%, 15 min)</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jedem Patienten</li> </ul>	Tierpfleger
WAS	WIE	WOMIT	WANN	WER
Atemschläuche, Tracheo-tubus	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> <li>• Desinfektion</li> <li>• <b>Reinigungs- und Desinfektionsgerät Belimed infection control WD 150</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung mit Wasser</li> <li>• Tauchdesinfektion <b>Helipur H plus N (1,5%, 15 min)</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jedem Patienten</li> </ul>	TFAs, Tierpfleger

Arbeits- flächen, Bremsen- wagen	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> <li>• Wisch- desinfektion</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• handelsübliches Reinigungsmittel, Wischlappen zum 1x Gebrauch</li> <li>• <u>Schnelldesinfektion:</u> <b>Meliseptol® Foam Pure (1 min)</b>; (bakterizid (geringe Belastung), <b>begrenzt viruzid</b>)</li> <li>• <u>Wischdesinfektion:</u> <b>Melsept SF (2%, 15 min)</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach Arbeitsende</li> <li>• nach Kontamination</li> <li>• mind. 1x wöchentlich</li> </ul>	TFAs, Tierpfleger
Unter- suchungs- stand	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> <li>• trocknen</li> <li>• Wisch- desinfektion</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• handelsübliches Reinigungsmittel, Wischlappen zum 1x Gebrauch</li> <li>• <u>Wischdesinfektion:</u> <b>Melsept SF (2%, 15 min)</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jedem Patienten</li> </ul>	TFAs, Tierpfleger
Chirurgisches Besteck	<ul style="list-style-type: none"> <li>• manuelle Vorreinigung</li> <li>• Desinfektion im Tauch- behälter</li> <li>• manuelle Reinigung, ggf. Ultraschallbad</li> <li>• Reinigungs- und Desinfektions- gerät <b>Belimed infection control WD 150</b></li> <li>• Autoklavieren 20 min., 121°C</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• stark verschmutztes Besteck mit Papiertuch zum 1x Gebrauch vorreinigen</li> <li>• sofern die Kontamination mit infektiösem Material ausgeschlossen werden kann mit Wasser nachreinigen</li> <li>• <b>Helipur H plus N (1,5%, 15 min)</b></li> <li>• <b>Neutralisator BeliClean SZ:</b></li> <li>• <b>Reinigungsmittel BeliClean M Universal</b> (gebrauchsfertige Kanister)</li> <li>• Autoklav</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jedem Gebrauch</li> </ul>	TFAs

WAS	WIE	WOMIT	WANN	WER
Abfall (spitze, scharfe Gegenstände)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sammeln</li> <li>• Verschließen</li> <li>• Entsorgen</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Abwurfbehälter für scharfe und spitze Gegenstände</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach jeder Nutzung</li> </ul>	alle Mitarbeiter
Abfall (potenziell infektiös)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sammeln</li> <li>• Verschließen</li> <li>• Entsorgen (Abholung Spezialfirma)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• sammeln im Müllbehälter</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• direkt nach Anfallen des Mülls entsorgen</li> </ul>	alle Mitarbeiter
Spül-, Waschbecken	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• handelsübliches Reinigungsmittel, Wischlappen zum 1x Gebrauch</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• nach Bedarf</li> <li>• mind. 1x wöchentlich</li> </ul>	TFAs, Reinigungsfirma
Fußboden	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Reinigung</li> </ul>	<p>Wände, Boxen, für Kärcher unzugängliche Bereiche: handelsübliches Reinigungsmittel mit Schrubber oder Hochdruckreiniger</p> <p>Böden Stallgang, Mittelgang, Klinikhalle, OP: Kärcher BR55/60 (Bodengrundreiniger RM 69 ASF, Alkalischer Schaumreiniger NF 422)</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• alle Räume: nach Kontamination</li> <li>• Stallgang: mind. 1x wöchentlich</li> <li>• Boxen nach jedem Patienten</li> <li>• Klinikhalle: mind. 2x wöchentlich</li> <li>• Apotheke, Büros, Instrumentenaufbereitung und Bildgebungsbereich: mind. 1x wöchentlich</li> <li>• OP: nach jeder Nutzung, Grundreinigung 1x monatlich</li> </ul>	<p>Reinigungsfirma: Büros, Apotheke, Instrumentenvorbereitung, Klinikhalle, Bildgebungsbereich</p> <p>Stallbereich: Tierpfleger</p> <p>Apotheke, OP, Instrumentenaufbereitung, Klinikhalle: TFAs</p>
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Desinfektion</li> </ul>	<p><b>Melsept SF (2%, 15 min)</b> NICHT für den Bereich Tierhaltung</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• alle Räume nach Kontamination</li> <li>• Stallgang: z.B. nach Verbandswechsel, 1x monatlich</li> <li>• Boxen: nach Gebrauch</li> <li>• Klinikhalle: mind. 2x wöchentlich</li> <li>• Apotheke, Instrumentenaufbereitung und Bildgebungsbereich: 1x monatlich</li> <li>• OP: nach jeder Nutzung</li> </ul>	<p>Stallbereich, Bildgebungsbereich: Tierpfleger</p> <p>Apotheke, OP, Instrumentenaufbereitung, Klinikhalle, Bildgebungsbereich: TFAs</p>

#### Anmerkung zu den gelb markierten Bereichen:

**Helipur H plus N** enthält Aldehyde. Aufgrund des allergisierenden Potentials sowie des bekannten Kälte- und Eiweißfehlers wird die Umstellung auf ein anderes Produkt aus der VAH-Liste empfohlen.

Die Aufbereitung von Atemschläuchen und Tracheotubus kann wahrscheinlich auch im RDG Belimed durchgeführt werden, sofern entsprechendes Zubehör (Einschübe) vorhanden sind.

Für die Desinfektion der Boxen sollte ein Präparat aus der DVG-Desinfektionsmittelliste, Bereich Tierhaltung ([www.desinfektion-dvg.de](http://www.desinfektion-dvg.de)) gewählt werden, da Melsept SF nur für den humanmedizinischen Bereich gelistet ist.

## 5 Diskussion

### 5.1 Bauliche Gegebenheiten

Hier ist zu beachten, dass aufgrund des bestehenden Denkmalschutzes die Möglichkeiten für große Veränderungen stark eingeschränkt sind. Unter anderem darf die Raumstruktur nicht geändert werden. Dadurch ist es nicht möglich, die Aufwachboxen direkt an den OP-Saal anzuschließen, was erstrebenswert wäre. Der Transport des narkotisierten Patienten durch den Behandlungsbereich ist somit nötig. Der Boden muss - wie bei GREVEMEYER et al. (2005) beschrieben - griffig sein, was eine erschwerte Desinfektion zur Folge hat. Es wäre erstrebenswert, die Steinböden an den Seiten des Mittelganges durch Teer oder ähnliches zu ersetzen, da sich in den Fugen Schmutz und Keime gut halten können. Die Instrumentenaufbereitung schließt direkt an den OP-Saal an. Durch einen Durchreicheautoklaven ist das frisch sterilisierte Besteck direkt aus dem OP-Saal aus zugänglich. Schmutziges und sauberes Besteck treffen bei den Aufbereitungsschritten nie direkt aufeinander. Dies wird auch im Artikel von GREVEMEYER et al. (2005) gefordert. Im Behandlungsbereich kreuzen sich die Wege aller Patienten. Narkotisierte Pferde werden in den OP-Saal gebracht, andere Patienten zur Untersuchung in den CT-Raum oder Röntgenraum bzw. in den Untersuchungsstand. Dies lässt sich aufgrund des Grundrisses der Klinik nur schwer vermeiden. Wildvögel dürfen keine Zugangsmöglichkeit zum gesamten Klinikbereich haben, da sie Krankheitserreger wie z.B. Salmonellen in die Klinik eingetragen können. Abhilfe könnte z.B. durch Gitter an den Fenstern zu den Boxen geschaffen werden. Bereits vorhandene Schutzmaßnahmen im Eintrittsbereich der Stallgasse sollten geschlossen gehalten werden.



## 5.2 Hygienemaßnahmen

### 5.2.1 Hygieneplan und Desinfektionsmittel

In Zusammenarbeit mit Klinikmitarbeitern wurde ein Hygieneplan erstellt. Und es wurden zwei Hygieneverantwortliche ausgewählt. Eine Verantwortliche aus der Gruppe der TFA und eine Tierpflegerin.

Die Händedesinfektionsmittel Softa Man® (Braun) und Sterillium® (Bode) sind in der VAH-Liste gelistet. Im Stallbereich sollte zumindest im Bereich der Intensivboxen ein Händedesinfektionsmittelspender direkt zugänglich sein. Braunoderm® (Braun) ist als Hautantiseptikum VAH-gelistet. Es sollte nicht für die Händedesinfektion genutzt werden.

Das Flächendesinfektionsmittel Melsept SF® (Braun) ist ebenfalls VAH-gelistet. Für den Bereich der Stallungen wird vorgeschlagen, auf ein Desinfektionsmittel aus der DVG-Liste umzusteigen, da dieses z.B. auch bei Tierbesatz eingesetzt werden kann. Melsept SF® (Braun) enthält Quarternäre Ammoniumverbindungen, gegen die Resistenzen bei Bakterien bestehen können (BRAGG et al. 2014, BUFFET-BATAILLON et al. 2011). Des Weiteren wird die Wirksamkeit durch Eiweiß und hartes Wasser stark herabgesetzt (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Auch haben sie nur ein enges Wirkspektrum, das heißt, die Wirksamkeit gegen gram-negative Keime ist eingeschränkt (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Die zusätzlich enthaltenen Aldehyde zeigen eine stark herabgesetzte Wirkung bei niedrigen Temperaturen (STRAUCH und BÖHM 2002), haben einen unangenehmen Geruch und verursachen Hautreizungen und Allergien (KOLLER und SUCHOMEL 2016, STRAUCH und BÖHM 2002). Eine Alternative wäre ein Präparat der Persäuren, welche sehr gut im Beisein von organischem Material wirken. Des Weiteren besteht hier keine Temperaturabhängigkeit oder Abhängigkeit vom pH-Wert (KOLLER und SUCHOMEL 2016). Außerdem haben sie ein sehr breites Wirkspektrum (STRAUCH und BÖHM 2002, KOLLER und SUCHOMEL 2016). Allerdings können Persäuren ätzend wirken bzw. inhalativ neurotoxisch (STRAUCH und BÖHM 2002, KOLLER und SUCHOMEL 2016). Das täglich nötige Anmischen kann von Geräten übernommen werden, wodurch die desinfizierende Person keinen direkten Kontakt mit der reinen Persäure hat. Das Desinfektionsmittel kann als Schaum ausgebracht werden, wodurch eine längere Haftung an Wänden erzielt wird. Das bisher für die Instrumentendesinfektion eingesetzte Helipur H plus N® ist nach Herstellerangaben für die schonende Aufbereitung von starren und flexiblen Endoskopen, Anästhesiezubehör und anderen thermolabilen Materialien geeignet. Verschmutzte Instrumente sollten mit einem Detergens vorgereinigt werden. Die Desinfektion der Boxen muss nach jedem Patienten erfolgen. Bisher geschieht dies nicht immer. Hier besteht Änderungsbedarf. Wenn möglich sollten die Pferdedecken bei 60°C gewaschen werden, da bei 40°C Bakterien noch überleben können. Alternativ können die Decken bei 40°C unter Verwendung eines desinfizierenden Waschmittels aus der VAH-Liste gewaschen werden. Die Halfter können bei Verdacht auf Kontamination in

Desinfektionsmittel eingelegt werden. Eine Wäsche entsprechend der Decken ist dem bisherigen Abwaschen mit Eimer und Bürste vorzuziehen. Um mit den Schnallen und Eisenteilen die Waschmaschinentrommel nicht zu beschädigen, kann z.B. ein Wäschesack genutzt werden.

### 5.2.2 Patientendaten

Die Auswertung der Patientendaten ergab, dass 102 Patienten von 901 Patienten mit Venenkatheter von einer Schwellung im Bereich der Jugularvene betroffen waren. Nur 19 davon hatten nachweislich eine Thrombophlebitis, Phlebitis oder eitrige Entzündung der Vene. Das entspricht einem Prozentsatz von 2,2. Bei anderen Studien wurde eine Prävalenz von 5,4 – 29% festgestellt (TRAUB-DARGATZ und DARGATZ 1994, AKSOY et al. 2008, RUSSELL et al. 2010, RUPLE-CZERNIAK et al. 2014). Somit ist die Prävalenz eher als gering einzustufen. Ebenso verhält es sich mit den 11,3% an Venenschwellungen im Vergleich zu Literaturangaben von 60,9% (TRAUB-DARGATZ und DARGATZ 1994). Insgesamt bestand bei 118 von 1195 (9,8%) Patienten möglicherweise eine nosokomial bedingte Erkrankung (reine Venenkatheterschwellung ausgenommen). Im Vergleich zu Literatur mit einer Rate von 21,8% im Mittel war dies durchaus im Rahmen (RUPLE-CZERNIAK et al. 2014). In dieser Studie wurden 12,9% an Wundinfektionen gefunden (RUPLE-CZERNIAK et al. 2014). In dieser Klinik konnten nur 3,1% gezählt werden. Unter anderem mit Hilfe der prophylaktischen antibiotischen Therapie der Patienten nach der OP war die Zahl der Wundinfektionen (16 Patienten von 742) nicht sehr hoch. Das für diese Arbeit ausgewählte Keimspektrum deckte sich zum Teil mit den Befunden in den Patientendaten. In 1195 ausgewerteten Patientendaten wurde dreimal sicher MRSA aufgeführt. Die Dunkelziffer mag hier wesentlich höher liegen, da nicht jeder Patient routinemäßig auf eine MRSA-Besiedelung untersucht wird. *S. equi* subsp. *zooepidemicus* war der am häufigsten nachgewiesene spezielle Erreger (20 Patienten). Dies deckt sich mit den Ergebnissen der Studie von VALENTIN-WEIGAND (2013). Er ist auch bei gesunden Pferden ein Bestandteil der Maulhöhlenflora (BAILEY und LOVE 1991). *E. coli* konnte 13-mal nachgewiesen werden, was bei der weiten Verbreitung des Erregers nicht verwunderlich ist. Einmal wurde ein ESBL- bildender *E. coli* nachgewiesen. *R. hoagii* und *S. equi* subsp. *equi* konnten je einmal nachgewiesen werden. Salmonellen und *Acinetobacter baumannii* wurden im Untersuchungszeitraum nicht aus Patientenproben nachgewiesen.

## 5.3 Probennahmen

### 5.3.1 Instrumentenaufbereitung

Im Eingangsbereich der Instrumentenvorbereitung stand der Abfallbehälter für scharfe bzw. spitze Gegenstände. Es fiel bei der ersten Begehung auf, dass dieser Behälter offen und ohne entsprechenden Deckel aufgestellt war. Dieses ist aus Arbeitsschutzgründen sowie gemäß TRBA 250 „Biologische Arbeitsstoffe im Gesundheitswesen und in der Wohlfahrtspflege“ (wozu auch Tierkliniken gehören) nicht zulässig und muss geändert werden. Die Ablagefläche links des Waschbeckens war mit einem Handtuch abgedeckt und wurde für die Ablage verschmutzter Instrumente genutzt. Keime auf dem Handtuch ( $3,8 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup>) lassen sich nicht vermeiden, deshalb sollte entweder das Handtuch nach der Reinigung der schmutzigen Instrumente gewechselt werden, mind. aber täglich, oder das Handtuch sollte gänzlich entfernt und die Edelstahloberfläche regelmäßig abgewischt werden. Auf der anderen Seite des Waschbeckens wurde das vorgereinigte Besteck getrocknet. Hier lag kein Handtuch zur Zeit der Probenentnahme, wodurch sich die niedrigere Keimzahl von max. 12 KbE/cm<sup>2</sup> erklären lässt. Die Edelstahloberfläche ist einfacher zu reinigen. Allerdings wurde bei einer Probenentnahme eine geringe Anzahl MRSA auf dieser Oberfläche nachgewiesen. Dies unterstreicht die Notwendigkeit einer Reinigung und gegebenenfalls auch einer Desinfektion des Bereiches, in dem die Instrumente gesäubert werden. Die Telefone im Raum der Instrumentenaufbereitung waren bisher im Hygieneregime nicht berücksichtigt, werden aber oft und von vielen verschiedenen Personen genutzt. Die Höchstkeimzahl auf der Tastatur betrug  $3,5 \times 10^4$  KbE/ml. Coliforme Keime sind leicht zu desinfizieren. Damit kann man sie als Marker für den Desinfektionserfolg heranziehen (KLEINER 2004). Auf den Telefontastaturen ließen sich  $5,5 \times 10^2$  KbE/ml finden. Auch in der Literatur werden die Telefone als mögliche Kontaminationsquelle beschrieben (WEESE et al. 2004). Aus diesem Grund sollte entweder auf eine Bedienung mit sauberen Händen Wert gelegt werden, oder eine leicht zu reinigende Plastikabdeckung Anwendung finden (WEESE et al. 2004).

### 5.3.2 Bildgebung

Im Bereich der Räumlichkeiten der Bildgebung waren die Keimzahlen eher gering. Zum einen durch eine eher sporadische Nutzung des CT und durch die Türen, die Röntgenraum und auch CT-Raum gegenüber dem Untersuchungsbereich abschließen. Einzig die Pfütze auf dem rutschfesten, noppenartigen Boden, die sich im Röntgenraum neben dem Abfluss bildet, sollte durch Abschiebern vermieden werden. Pfützen mit Kot- und Harnresten stellen eine Kontaminations- und Infektionsquelle dar. In meinen Untersuchungen konnte die Pfützen-Keimzahl von  $2,9 \times 10^7$  KbE/ml auf  $2,0 \times 10^4$  KbE/ml bei trockenem Boden vermindert werden.

### 5.3.3 Klinikhalle und Mittelgang

Die Aufwachboxen sind allgemein schwer zu reinigen und desinfizieren, da der Boden rau ist. Dies ist erforderlich, um die Griffigkeit bei teils noch unbeholfenen Aufstehversuchen zu gewährleisten (ausgeführt in GREVEMEYER et al. 2005). Es fand deshalb teils nur eine Reinigung statt, da die Desinfektion den Boden schädigt. Am Boden wurde eine maximale Keimzahl von  $2,6 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> gefunden einschließlich coliformer Keime (18 KbE/cm<sup>2</sup>). Diese sollten bei einer erfolgreichen Desinfektion abgetötet werden. Es wurde allerdings nicht direkt nach der Desinfektion beprobt, sodass auch über den Luftweg eine Rekontamination möglich ist. Die Aufwachboxen spielen eine Rolle bei der Übertragung von Krankheiten, da ihre Oberflächen direkten Kontakt zu den OP-Wunden der Patienten haben (CLARK et al. 2008). Die Wand der Aufwachbox war glatt und damit leicht zu reinigen und desinfizieren. Somit wurden hier auch niedrigere Keimzahlen von max. 38 KbE/cm<sup>2</sup> nachgewiesen. Eine Desinfektion der Aufwachbox sollte im Rahmen eines guten Hygienemanagements trotz der angeführten Einschränkungen nach jedem Patienten durchgeführt werden.

Im Untersuchungsbereich muss das größte Augenmerk auf die Reinigung und Desinfektion des Untersuchungsstandes gelegt werden, da hier Infektionserreger leicht von einem Patienten auf den nächsten übertragen werden können. In den hier genommenen Proben waren neben coliforme Keimen auch MRSA nachweisbar. In der Humanmedizin liegt der Grenzwert für pathogene Keime auf Oberflächen bei 1,0 KbE/cm<sup>2</sup> (DANCER et al. 2004). Oberflächen in Krankenhäusern, die häufig mit Händen berührt werden, sollen 5,0 KbE/cm<sup>2</sup> nicht überschreiten (DANCER et al. 2004). Diese können orientierend herangezogen werden, muss aber durch die deutlich höhere Staub- und damit verbundene Keimbelastung differenziert betrachtet werden. Davon abgesehen sollten eine Reinigung und Desinfektion trotzdem zu einer maßgeblichen Keimreduktion führen. Die mikrobielle Belastung des OP-Wagens mit einer LKZ von  $3,2 \times 10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> lässt sich durch die Verschmutzung mit Kotwasser zum Zeitpunkt der Probennahme erklären. Der OP-Wagen ist leicht zu reinigen und zu desinfizieren. Deshalb empfiehlt sich beides, bevor der Patient wieder aus dem OP-Saal geholt wird bzw. nach jeder Nutzung. Auf dem OP-Wagen in Nutzung konnten darüber hinaus *E. coli* einschließlich ESBL-Bildner und *S. equi* subsp. *zooepidemicus* nachgewiesen werden. Da die OP-Wunden der Patienten direkten Kontakt mit dem OP-Wagen haben, muss hier die Reinigung und Desinfektion gewissenhaft nach jedem Patienten erfolgen.

Im Mittelgang befindet sich auch die Sattelkammer, in der Zubehör wie Halfter und Trensen gelagert werden. Die Trensengebisse werden gereinigt und nicht desinfiziert, was die LKZ von  $7,5 \times 10^4$  KbE/ml und den Nachweis coliforme Keime (32 KbE/ml) teilweise erklärt. Von einem Halfter konnten  $2,8 \times 10^5$  KbE/ml isoliert werden.  $3,7 \times 10^4$  KbE/ml davon waren

coliforme Keime. Die Halfter wurden bisher in einem Eimer gewaschen bzw. eingelegt in 2% Melsept SF (Braun) Lösung zur Desinfektion. Da einem Halfter immer Staub und abgeschilferte Hautpartikel sowie Fell anhaften, ist der Desinfektionserfolg bei einem ungewaschenen Halfter fraglich. Die optimale Vorgehensweise wäre das Waschen der Halfter bei 60°C in der Waschmaschine bzw. bei 40°C unter Zusatz eines Wäschedesinfektionsmittels nach VAH-Liste. Bisher erfolgte dies nicht, mit der Begründung, dass die Metallteile der Halfter die Waschmaschinentrommel beschädigen würden. Hierbei könnte ein Wäschesack helfen. Auch die Pferdedecken sollten nach der Entlassung des Patienten bei 40°C unter Zusatz eines Wäschedesinfektionsmittels oder bei 60°C gewaschen werden. Hygienisch sowie in der Übertragung von Pathogenen bedeutsam sind die vielfach genutzten Nasenbremsen. Hier war der Strick einer Nasenbremse mit einer LKZ von  $8,0 \times 10^3$  KbE/ml kontaminiert, darunter *E. coli* und MRSA. MRSA werden aus den Nasennebenhöhlen besiedelter oder erkrankter Pferde (VALENTIN-WEIGAND 2013, VINCZE et al. 2014, VAN DEN EEDE et al. 2012) auf die Nasenbremse aufgebracht. Da bei Nutzung derselben Mikroläsionen im Bereich der Lippen und Nüstern gesetzt werden, sollte ein besonderes Augenmerk auf deren Desinfektion gelegt werden. Bisher erfolgte in der untersuchten Klinik keine Desinfektion der Nasenbremsen vor allem deshalb, weil der Griff aus Holz besteht. Aufgrund des beträchtlichen Potentials einer Nasenbremse als Quelle für nosokomiale Infektionen sollte ein Wechsel des Strickes sowie eine Wischdesinfektion des Holzgriffs nach jedem Patienten erfolgen. Der Strick kann ebenfalls einer Wäschedesinfektion unterzogen werden. Optimal wären Nasenbremsen mit einem Griff aus desinfizierbarem Material wie Gummi oder Kunststoff.

#### **5.3.4 Stall**

Im Bereich des Stalles wurde der sogenannte Bremserwagen in die Untersuchung einbezogen. Dieser Medikamentenschrank wird von den Studenten in Ausbildung genutzt, die die Medikamente an die Patienten verabreichen. Um den Weg zur Apotheke zu sparen, finden sich dort die gängigsten Medikamente, sowie Spritzen und Infusionsflaschen z.B. zur Spülung der Venenkatheter. Da im Stall eine hohe Staub- und damit Keimbelastung herrscht, besteht die Gefahr einer Kontamination dieser Hilfsmittel vor allem dann, wenn sie auf der Wagenoberfläche gelagert werden. Der Verschluss einer Infusionsflasche wies demzufolge eine LKZ von  $7,4 \times 10^4$  KbE/ml mit einem Anteil von coliformen Keimen (bis zu  $2,5 \times 10^2$  KbE/ml) sowie *E. coli* auf. Da die Medikamente, Medizinprodukte und Hilfsmittel von diesem Wagen direkt am Patienten eingesetzt und zum Teil injiziert werden ist eine tägliche Reinigung unabdingbar. Bei Entnahmehilfen ist besonders darauf zu achten, den Deckel nach der Entnahme gut zu verschließen. Ungeschützte Oberflächen von Injektionsflaschen, Deckel und andere Verschlüsse, die Staub ausgesetzt sind, sollten vor jeder Nutzung mit einem

desinfektionsmittelgetränkten Tuch abgewischt werden. Eine staubgeschützte Lagerung ist dem vorzuziehen. Auch das Plastiktablett, auf dem z.B. Hautantiseptika und Infusionslösungen stehen sowie die Edelstahloberfläche waren Staub- und somit Keimbelastet ( $6,6 \times 10^2$  und  $1,6 \times 10^2$  KbE/cm<sup>2</sup>). Das Keimspektrum umfasste auch coliforme Keime und MRSA. In die Reinigung und Desinfektion der Boxen nach der Entlassung eines Patienten sind auch die Tränken und Futtertröge einzubeziehen. Eine Keimbelastung von  $7,8 \times 10^3$  bis  $3,6 \times 10^5$  KbE/cm<sup>2</sup> in einer Tränke mit schmutzigem Wasser sowie der Nachweis von ESBL-bildenden *E.coli* und MRSA im Futtertrog zeigen, dass diese möglichen Infektionsquellen häufig nicht mitgereinigt werden.

Hinsichtlich der Effizienz der Durchführung von Reinigung und Desinfektion zeigte sich, dass bei 3 von 4 beprobten Boxen die Reduzierung der Gesamtkeimzahl um 3-Logstufen durch die Desinfektion erreicht wurde. Eine der sieben Probennahmestellen konnte nicht am Tag der Desinfektion beprobt werden, da die Box noch nicht abgetrocknet war. Deshalb kann hier eine Rekontamination über den Luftweg nicht ausgeschlossen werden. An drei Probennahmeorten wurden auch nach der Desinfektion coliforme Keime gefunden, an einem Probenentnahmeort *E.coli*. Das weist darauf hin, dass hier der Desinfektionserfolg unzureichend war. Auch hier kann eine Rekontamination über den Luftweg nicht vollständig ausgeschlossen werden. Für eine bessere Einwirkung sollte zukünftig Desinfektion in Schaumform verwendet werden. Einerseits wird hierdurch die bereits behandelte Fläche besser sichtbar, andererseits haftet Schaum länger an der Wand und kann in den Unebenheiten gut wirken. Außerdem muss sichergestellt werden, dass vor der Desinfektion die Flächen vollständig abgetrocknet sind und die Konzentration-Zeit-Relation des Desinfektionsmittels eingehalten wird. Bisher wurde bei Restfeuchte auf den Flächen, die Konzentration des Flächendesinfektionsmittels sowie die Einwirkzeit willkürlich erhöht. Dieses ist unter allen Umständen zu vermeiden; die Angaben des Herstellers sind strikt einzuhalten.

### **5.3.5 OP-Saal**

Neben dem Waschbecken im OP-Saal lag ein Handtuch auf einem Beistelltisch (LKZ 84 KbE/cm<sup>2</sup>). Wie schon im Bereich der Instrumentenaufbereitung aufgeführt, wäre ein Entfernen des Handtuches oder ein hochfrequenter Wechsel förderlich für eine niedrigere Keimzahl. Auf der Oberfläche des Anästhesiewagens konnten Coliforme Keime gefunden werden. Da diese normalerweise bei der Desinfektion abgetötet werden (KLEINER 2004), sollte hochfrequenter desinfiziert werden. Die Infusomaten, auf deren Oberfläche Staubablagerungen sichtbar waren, wiesen die höchste Keimzahl ( $1,0 \times 10^3$  KbE/ml) auf. Da die Infusomaten in unmittelbarer Umgebung des Patienten platziert sind, sollte hier auf eine regelmäßige Reinigung und Desinfektion geachtet werden. Auf dem Bügel des

Desinfektionsmittelspenders konnten Coliforme Keime gefunden werden. Auch wenn der Operateur den Bügel normalerweise nicht direkt mit der Hand berührt, sollte auf eine Desinfektion des Bügels nicht verzichtet werden. Auch auf der Plane des OP-Tisches konnten Coliforme Keime nachgewiesen werden, was für eine ungenügende Desinfektion spricht. Insgesamt liegen die Keimzahlen im OP-Saal in einem sehr niedrigen Bereich. Der Grenzwert der Humanmedizin von  $1,0 \text{ KbE/cm}^2$  pathogener Keime auf Oberflächen konnte bei allen Probennahmepunkten eingehalten werden (DANCER et al. 2004). Die Gesamtkeimzahl lag natürlich deutlich höher als in humanmedizinischen Operationssälen. Dies ist einerseits durch das Fehlen eines feinen Luftfilters, als auch durch das Fell und die höhere Staubbelastung der Patienten zu erklären.

### 5.3.6 Luftkeimsammelproben

Bei der Luftkeimsammlung im CT und OP-Saal waren die Keimzahlen erwartungsgemäß niedriger als in Stall und Mittelgang. Im CT unterschieden sich die Keimzahlen wenig bei den beiden Probennahmepunkten. Maximal  $5,0 \times 10^2 \text{ KbE/m}^3$  wurden nachgewiesen, darunter sporadisch coliforme Keime. Im OP-Saal unterschieden sich die beiden Probennahmen deutlicher mit Keimzahlen von  $3,0 \times 10^2 \text{ KbE/m}^3$  und  $1,5 \times 10^4 \text{ KbE/m}^3$ . Dies kann damit zusammenhängen, dass bei der ersten Probennahme die Tür zur Klinikhalle geschlossen war, bei der zweiten jedoch offen. Somit sollte in Zukunft vermehrt darauf geachtet werden, die Tür zum OP-Saal geschlossen zu halten. In der Humanmedizin konnten im Jahre 1979 in OP-Sälen mit Fensterlüftung Luftkeimzahlen im Mittel von  $1,2 \times 10^3 \text{ KbE/m}^3$  nachgewiesen werden (nach KAPPSTEIN 2001). Somit lagen die von uns gemessenen Werte in ähnlichen Bereichen wie in der Humanmedizin. Heutzutage mit Filtersystemen ist dort die Luftkeimzahl natürlich viel geringer. Im Bereich der Klinikhalle und des Mittelganges unterschieden sich die Probennahmepaare nicht maßgeblich. Die LKZ bei der Luftkeimsammlung bewegte sich zwischen  $1,5 \times 10^4$  und  $2,0 \times 10^5 \text{ KbE/m}^3$ , im Bereich von Klinikhalle und Mittelgang zwischen  $3,8 \times 10^3$  und  $8,8 \times 10^4 \text{ KbE/m}^3$  Luft. In der Arbeit von ECKART (2008) wurden in Pferdeställen  $6,0 \times 10^3$  und  $2,5 \times 10^4 \text{ KbE/m}^3$  gemessen. Die Werte der Klinik sind vergleichbar bis etwas höher. In den Angaben für die Pferdehaltung der KTBL (MARTEN 2008) wird der Grenzwert für den Pferdestall auf  $4,0 \times 10^5 \text{ KbE/m}^3$  festgelegt. Dieser Wert wurde durch keine der Messungen in der Chirurgischen Tierklinik überschritten. Es konnten bei jeder Probennahme coliforme Keime nachgewiesen werden, sporadisch *E. coli* und MRSA. Da die Werte die Grenzwerte nicht überschreiten, besteht hier kein Handlungsbedarf. Eine Erregerübertragung über den Luftweg kann nicht vollständig ausgeschlossen werden. Es war lediglich auffällig, dass sich während Reinigung und Desinfektion einer Box mehr potenziell pathogene Erreger in der Luft befanden. Auch das lässt sich sehr schwer vermeiden, da immer Einzeltiere entlassen werden, deren Boxen zeitnah für den nächsten Patienten frei

werden müssen. Wenn es vermieden werden kann, sollte ein frisch operiertes Pferd nicht unbedingt während Reinigung und Desinfektion in unmittelbarer Nähe stehen.



## 6 Zusammenfassung

Iris Angelika Elfriede Frank

Hygieneanalyse in einer Pferdeklinik

Aus dem Institut für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen der Veterinärmedizinischen Fakultät, Universität Leipzig

Eingereicht September 2018

80 Seiten, 15 Tabellen, 27 Abbildungen, 112 Literaturstellen, Anhang

Schlüsselwörter: Hygienemanagement, Pferdeklinik, Bakterien, MRSA, Keimbelastung

Das Hygienemanagement in einer Pferdeklinik ist komplex. Zum einen erschweren bauliche Gegebenheiten wie rutschfeste Böden oder Holzwände sowie Einstreu und die hierdurch anfallende Staubbelastung die Reinigung und Desinfektion. Zum anderen bringen die Patienten ein vielfältiges, ständig wechselndes Keimspektrum in die Klinik ein. Nosokomiale Infektionen in Pferdekliniken haben in den letzten Jahren zugenommen weshalb Hygienemaßnahmen im Rahmen der Biosicherheit von zentraler Bedeutung sind.

Im Rahmen dieser Doktorarbeit wurde das Hygienemanagement der Chirurgischen Tierklinik (inzwischen Teil der Klinik für Pferde) der Veterinärmedizinischen Fakultät in Leipzig analysiert. Ziel war es, zunächst das aktuelle Hygieneregime sowie die bakterielle Keimbelastung an ausgewählten Probenentnahmestellen zu erfassen und anschließend anhand der Ergebnisse Verbesserungsvorschläge zu erarbeiten. Zur Erhebung des Status Quo wurden Fragebögen zur allgemeinen sowie Raum-spezifischen Reinigung und Desinfektion angefertigt und zusammen mit dem verantwortlichen Klinikpersonal ausgefüllt. Einbezogen in die Auswertung des Hygienemanagements wurden auch bauliche Gegebenheiten sowie organisatorische Abläufe. Für die bakterielle Keimbelastung wurden Tupferproben auf MRSA, *E. coli*, coliforme Keime, ESBL-bildende *Enterobacteriaceae*, Salmonellen, *Streptococcus (S.) equi* subsp. *equi*, *S. equi* subsp. *zooepidemicus*, *Rhodococcus hoagii* und *Acinetobacter baumannii* untersucht. Jede Probenentnahmestelle wurde mindestens zweimal im Abstand von mindestens vier Wochen beprobt. In allen Proben sowie zusätzlich in Luftkeimsammelproben wurde die aerobe Lebendkeimzahl mittels Oberflächenspatelverfahren bestimmt. Darüber hinaus wurden die Patientenakten von Januar 2014 bis Juli 2016 auf Hinweise möglicher nosokomialer Infektionen ausgewertet. Die Keimbelastung in der Klinik variierte je nach Probenentnahmeort und war im OP-Bereich am niedrigsten und in den Stallungen am höchsten. ESBL-bildende *E. coli* und *S. equi* subsp.

*zooeidemicus* wurden sporadisch nachgewiesen. Der Nachweis von MRSA gelang vom Bügel des Desinfektionsmittelspenders am Waschbecken, von einer Nasenbremse sowie aus einer Luftkeimsammelprobe, die in einer Stallgasse genommen wurde. Insgesamt ergab die Luftkeimsammlung eine Keimbelastung von bis zu  $10^5$  Kolonie-bildenden Einheiten (KbE)/m<sup>3</sup> Luft im Stallbereich während im OP ein Keimgehalt von  $10^2$  KbE/m<sup>3</sup> Luft messbar war. Hinsichtlich der Durchführung von Reinigung und Desinfektion wurden Schwachstellen durch die Erhebung des Status Quo aufgezeigt. Alle Ergebnisse wurden im Rahmen eines Vortrages in der Klinik vorgestellt und Verbesserungsvorschläge diskutiert. Ein Hygieneplan, der zu Beginn dieser Studie nicht vorlag, wurde eingeführt. Darüber hinaus erfolgte die Benennung einer Hygienebeauftragten.

Die Auswertung der Patientendaten ergab, dass einige der vorangehend aufgeführten Keime, wie MRSA, *S. equi* subsp. *zooeidemicus*, *S. equi* subsp. *Equi*, und *R. hoagii*, im ausgewerteten Zeitraum durchaus eine Rolle bei Infektionen innerhalb der Klinik spielten. Allerdings gab es keinen Verdacht auf eine nosokomiale Infektion. In der internationalen Literatur sind wenige Studien zum Thema Hygienemanagement in Pferdekliniken zu finden. Die Keimbelastung in den Luftkeimsammelproben im Stallbereich war in der vorliegenden Studie fünf- bis  $\geq$  zehnfach höher im Vergleich zu anderen Studien. Bei der Durchführung dieser Studie wurde deutlich, dass für ein gezieltes Hygienemanagement die Festlegung von Verantwortlichkeiten sowie das Vorliegen konkreter Handlungsanweisungen unabdingbar sind.

Iris Angelika Elfriede Frank

Investigation of the hygiene management in a horse clinic

Institute of Animal Hygiene und Veterinary Public Health

Faculty of Veterinary Medicine, University of Leipzig

Submitted in September 2018

80 pages, 15 tables, 27 figures, 112 references, appendix

keywords: hygiene management, horse clinic, bacteria, MRSA, germ load

Hygiene management in horse clinics is very complex. On one hand cleaning and disinfection is impeded by structural conditions such as anti-slip ground or wooden walls as well as bedding material which entails high dust pollution. On the other hand patients introduce a diverse, ever-changing germ spectrum to the clinic. Nosocomial infections in horse clinics have been increasing over the last years. Therefore hygiene measures in the course of biosafety are of great importance.

This doctoral thesis deals with the hygiene management of the veterinary teaching hospital for horses in Leipzig. Our first aim was to gain information about the current hygiene management as well as the germ load at selected sampling points. Furthermore suggestions for improvement regarding the results of the samples were developed. A questionnaire was used to gain information about cleaning and disinfection schedules in general and room-specific and filled out with help of the clinic staff. Structural conditions as well as organisational procedures were included in the evaluation of the hygiene management. Swab samples were taken to evaluate the germ load. Special attention was paid to MRSA, ESBL-producers, *E. coli*, *S. equi* subsp. *equi*, *S. equi* subsp. *zooepidemicus*, *R. hoagii* und *A. baumannii* and Salmonella. At least two samples were taken at the same sampling spot at an interval of at least four weeks. The viable germ count for each sample including air germ collections was determined by surface dilution series. Furthermore the patient records from January 2014 to July 2016 were studied to identify possible nosocomial infections.

The germ load in the clinic varied at different sampling spots. The lowest value could be found in the OR, the highest in the stable. ESBL producing *E.coli* and *S. equi* subsp. *zooepidemicus* could be established sporadically. The presence of MRSA was proven on the handle of a disinfectant dispenser at a sink, a twitch as well as an air germ collection, which was taken at the stable. The air germ collection resulted in a germ load of up to  $10^5$  CFU/m<sup>3</sup> at the stable and  $10^2$  CFU/m<sup>3</sup> in the OR. Weaknesses regarding the performance of cleaning and disinfection could be demonstrated by detecting the status quo. Suggestions for improvement were discussed following the presentation of all results at the clinic. A hygiene plan which didn't exist at the beginning of this study was introduced. Furthermore the designation of a duty hygiene officer followed.

The evaluating of the patient's records showed that some of the special germs such as MRSA, *S. equi* subsp. *equi*, *S. equi* subsp. *zooepidemicus* and *R. hoagii* caused infections at the clinic throughout the evaluated period. However there was no indication of a nosocomial infection. In international literature only a few studies employ hygiene management in horse clinics. Germ load in air germ collection in stables was five to ten times higher than in other studies. Throughout the study the assignment of a duty hygiene officer as well as concrete instructions were shown to be of high importance for targeted hygiene management.

## 8 Literaturverzeichnis

Aksoy K, Simhofer H, Patan B, Rothmüller G, Uray C, Niebauer GW, Stanek C. Pathologische Veränderungen an den Jugularvenen von 395 Pferden nach Versorgung mit zwei unterschiedlichen Venenverweilkatheter-Systemen. Wien Tierärztl. Mschr. 2008;95:243–54.

Alinovi CA, Ward MP, Couëtil LL, Wu CC. Detection of Salmonella organisms and assessment of a protocol for removal of contamination in horse stalls at a veterinary teaching hospital. J Am Vet Med Assoc. 2003;223(11):1640–4.

Anon. TRBA 250 Biologische Arbeitsstoffe im Gesundheitswesen und in der Wohlfahrtspflege 2014 (zitiert vom 30.07.2017):1-71, <[https://www.baua.de/DE/Angebote/Rechtstexte-und-Technische-Regeln/Regelwerk/TRBA/pdf/TRBA-250.pdf;jsessionid=DC9857E4B0627C75B131A896A14D6DED.s1t1?\\_\\_blob=publicationFile&v=2](https://www.baua.de/DE/Angebote/Rechtstexte-und-Technische-Regeln/Regelwerk/TRBA/pdf/TRBA-250.pdf;jsessionid=DC9857E4B0627C75B131A896A14D6DED.s1t1?__blob=publicationFile&v=2)>.

Axon JE, Carrick JB, Barton MD, Collins NM, Russell CM, Kiehne J, Coombs G. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in a population of horses in Australia. Aust Vet J. 2011;89(6):221–5.

Bailey GD, Love DN. Oral associated bacterial infection in horses: studies on the normal anaerobic flora from the pharyngeal tonsillar surface and its association with lower respiratory tract and paraoral infections. Vet Microbiol. 1991;26(4):367–79.

Benedict KM, Morley PS, van Metre DC. Characteristics of biosecurity and infection control programs at veterinary teaching hospitals. J Am Vet Med Assoc. 2008;233(5):767–73.

Bergogne-Berezin E, Towner KJ. *Acinetobacter* spp. as nosocomial pathogens: microbiological, clinical, and epidemiological features. Clin Microbiol Rev. 1996;9(2):148–65.

Bergström K, Nyman G, Widgren S, Johnston C, Grönlund-Andersson U, Ransjö U. Infection prevention and control interventions in the first outbreak of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections in an equine hospital in Sweden. Acta Vet Scand. 2012;54:14.

Berner H, Zwiauer D. Auswirkung einer Hochdruckreinigung auf Reinigungsgrad und Oberflächenkeimbesatz in Abferkelboxen. Praktischer Tierarzt 1975;(56):598–606.

Boerlin P, Eugster S, Gaschen F, Straub R, Schawalder P. Transmission of opportunistic pathogens in a veterinary teaching hospital. Vet Microbiol. 2001;82(4):347–59.

Böhm R. Grundlagen der Reinigung und Desinfektion. In: Strauch D, Böhm R, Hrsg. Reinigung und Desinfektion in der Nutztierhaltung und Veredelungswirtschaft. 2., völlig neu bearb. Aufl. Stuttgart: Enke; 2002. p. 19–59.

Bragg R, Jansen A, Coetzee M, van der Westhuizen W, Boucher C. Bacterial resistance to Quaternary Ammonium Compounds (QAC) disinfectants. *Adv Exp Med Biol.* 2014;808:1–13.

Buffet-Bataillon S, Branger B, Cormier M, Bonnaure-Mallet M, Jolivet-Gougeon A. Effect of higher minimum inhibitory concentrations of quaternary ammonium compounds in clinical *E. coli* isolates on antibiotic susceptibilities and clinical outcomes. *J Hosp Infect.* 2011;79(2):141–6.

Chopade BA, Wise PJ, Towner KJ. Plasmid transfer and behaviour in *Acinetobacter calcoaceticus* EBF65/65. *J Gen Microbiol.* 1985;131(10):2805–11.

Clark C, Greenwood S, Boison JO, Chirino-Trejo M, Dowling PM. Bacterial isolates from equine infections in western Canada (1998-2003). *Can Vet J.* 2008;49(2):153–60.

Dallap Schaer BL, Aceto H, Caruso MA3, Brace MA. Identification of predictors of *Salmonella* shedding in adult horses presented for acute colic. *J Vet Intern Med.* 2012;26(5):1177–85.

Dancer SJ. How do we assess hospital cleaning? A proposal for microbiological standards for surface hygiene in hospitals. *J Hosp Infect.* 2004;56(1):10–5.

Dietz O, Huskamp B, Hrsg. Handbuch Pferdepraxis 131 Tabellen. 3. Aufl. Stuttgart: Enke. 2006.

Dolejska M, Duskova E, Rybarikova J, Janoszowska D, Roubalova E, Dibdakova K, Maceckova G, Kohoutova L, Literak I, Smola J, Cizek A. Plasmids carrying blaCTX-M-1 and qnr genes in *Escherichia coli* isolates from an equine clinic and a horseback riding centre. *J Antimicrob Chemother.* 2011;66(4):757–64.

Dvorak G, Petersen CA. Sanitation and Disinfection. In: Hurley K, Miller L, Hrsg. Infectious disease management in animal shelters. Ames, Iowa: Wiley-Blackwell; 2009. p. 49–60.

Eckart K. Charakterisierung der endotoxinbedingten proinflammatorischen Aktivität von Bioaerosolen aus Tierställen [Dissertation med.vet]. Berlin: Freie Univ. Berlin; 2008.

Endimiani A, Hujer KM, Hujer AM, Bertschy I, Rossano A, Koch C, Gerber V, Francey T, Bonomo RA, Perreten V. *Acinetobacter baumannii* isolates from pets and horses in Switzerland: molecular characterization and clinical data. *J Antimicrob Chemother.* 2011;66(10):2248–54.

Ewart SL, Schott HC2, Robison RL, Dwyer RM, Eberhart SW, Walker RD. Identification of sources of Salmonella organisms in a veterinary teaching hospital and evaluation of the effects of disinfectants on detection of Salmonella organisms on surface materials. J Am Vet Med Assoc. 2001;218(7):1145–51.

Fey K. Pneumonie: Rhodococcus-equi-Infektion. In: Dietz O, Huskamp B, Hrsg. Handbuch Pferdepraxis: 131 Tabellen. 3. Aufl. Stuttgart: Enke; 2006. p. 345–6.

Forster DH, Daschner FD. Acinetobacter species as nosocomial pathogens. Eur J Clin Microbiol Infect Dis. 1998;17(2):73–7.

Francey T, Gaschen F, Nicolet J, Burnens AP. The Role of Acinetobacter baumannii as a Nosocomial Pathogen for Dogs and Cats in an Intensive Care Unit. J Vet Int Med. 2000;14(2):177.

Giguère S, Cohen ND, Chaffin MK, Hines SA, Hondalus MK, Prescott JF, Slovis NM. Rhodococcus equi: clinical manifestations, virulence, and immunity 1. J Vet Intern Med. 2011;25(6):1221–30.

Giguère S, Cohen ND, Chaffin MK, Slovis NM, Hondalus MK, Hines SA, Prescott JF. Diagnosis, treatment, control, and prevention of infections caused by Rhodococcus equi in foals. J Vet Intern Med. 2011;25(6):1209–20.

Giguère S, Lee E, Williams E, Cohen ND, Chaffin MK, Halbert N, Martens RJ, Franklin RP, Clark CC, Slovis NM. Determination of the prevalence of antimicrobial resistance to macrolide antimicrobials or rifampin in Rhodococcus equi isolates and treatment outcome in foals infected with antimicrobial-resistant isolates of R equi. J Am Vet Med Assoc. 2010;237(1):74–81

Grevemeyer B. Infection control plan for the equine surgery suite: Instrument sterilisation and clinic design. Equine Vet Educ. 2005;17(5):266–74.

Guenther S, Grobbel M, Lubke-Becker A, Goedecke A, Friedrich ND, Wieler LH, Ewers C. Antimicrobial resistance profiles of Escherichia coli from common European wild bird species. Vet Microbiol. 2010;144(1-2):219–25.

Haenni M, Saras E, Ponsin C, Dahmen S, Petitjean M, Hocquet D, Madec J. High prevalence of international ESBL CTX-M-15-producing Enterobacter cloacae ST114 clone in animals. J Antimicrob Chemother. 2016;71(6):1497–500.

Hanson RR. Complications of equine wound management and dermatologic surgery. Vet Clin North Am Equine Pract. 2008;24(3):663-96.

Harnoss J, Partecke L, Heidecke C, Hubner N, Kramer A, Assadian O. Concentration of bacteria passing through puncture holes in surgical gloves. *Am J Infect Control*. 2010;38(2):154–8.

Hart WS, Heuzenroeder MW, Barton MD. A study of the transfer of tetracycline resistance genes between *Escherichia coli* in the intestinal tract of a mouse and a chicken model. *J Vet Med B Infect Dis Vet Public Health* 2006;53(7):333–40.

Holton J, Ridgway GL. Commissioning operating theatres. *J Hosp Infect*. 1993;23(2):153–60.

House JK, Mainar-Jaime RC, Smith BP, House AM, Kamiya DY. Risk factors for nosocomial *Salmonella* infection among hospitalized horses. *J Am Vet Med Assoc*. 1999;214(10):1511–6.

Hurley K, Miller L, Hrsg. Infectious disease management in animal shelters. Ames, Iowa: Wiley-Blackwell. 2009.

Kampf G, Kramer A. Epidemiologic background of hand hygiene and evaluation of the most important agents for scrubs and rubs. *Clin Microbiol Rev*. 2004;17(4):863-93, table of contents.

Kampf G, Reise G, James C, Gittelbauer K, Gosch J, Alpers B. Improving patient safety during insertion of peripheral venous catheters: an observational intervention study. *GMS Hyg Infect Control*. 2013;8(2):18.

Kampf G, Kramer A. Händehygiene. In: Kramer A, Assadian O, Exner M, Hübner N, Simon A, Hrsg. Krankenhaus- und Praxishygiene: Hygienemanagement und Infektionsprävention in medizinischen und sozialen Einrichtungen. 3. Aufl. München: Urban & Fischer; 2016. p. 11–4.

Kappstein I. Literaturübersicht über die Bedeutung der Luft als Erregerreservoir für postoperative Infektionen im OP-Gebiet. München: Technische Univ. München. 2001.

Karami N, Martner A, Enne VI, Swerkersson S, Adlerberth I, Wold AE. Transfer of an ampicillin resistance gene between two *Escherichia coli* strains in the bowel microbiota of an infant treated with antibiotics. *J Antimicrob Chemother*. 2007;60(5):1142–5.

Keiper I. Qualitative und quantitative bakteriologische und virologische Untersuchungen zur Erhebung des Hygienestatus verschiedener öffentlicher Toilettenanlagen einer südwestdeutschen Großstadt [Dissertation med.vet]. Berlin: Freie Univ. Berlin; 2002.

Kim LM, Morley PS, Traub-Dargatz JL, Salman MD, Gentry-Weeks C. Factors associated with *Salmonella* shedding among equine colic patients at a veterinary teaching hospital. *J Am Vet Med Assoc*. 2001;218(5):740–8.



Kleiner U, Maer J, Meridian J, Hrsg. Erfolgsberater GV: Praxisleitfaden Reinigung und Desinfektion. 1. Aufl. Hamburg: Behr's Verlag; 2004.

Kleiner U. Zur Aussagekraft von Tupferabstrichproben im Rahmen von Hygienekontrollen. 2000 (zitiert vom 09.09.2016):1-118, <[https://www.wiso-net.de/document/FLW\\_\\_010017185](https://www.wiso-net.de/document/FLW__010017185)>.

Köck R, Becker K, Cookson B, van Gemert-Pijnen JE, Harbarth S, Kluytmans J, Mielke M, Peters G, Skov RL, Struelens MJ, Tacconelli E, Navarro Torne A, Witte W, Friedrich AW. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA): burden of disease and control challenges in Europe. *Euro Surveill.* 2010;15(41):19688.

Köck R, Cuny C, Walther B. MRSA bei Haustieren: Bedeutung für den Menschen. *Hyg Med.* 2013;38:284–7.

Koller W, Suchomel M. Desinfektion unbelebter Materialien. In: Kramer A, Assadian O, Exner M, Hübner N, Simon A, Hrsg. Krankenhaus- und Praxishygiene: Hygienemanagement und Infektionsprävention in medizinischen und sozialen Einrichtungen. 3. Aufl. München: Urban & Fischer; 2016. p. 29–45.

Kramer A, Assadian O, Exner M, Hübner N, Simon A, Hrsg. Krankenhaus- und Praxishygiene Hygienemanagement und Infektionsprävention in medizinischen und sozialen Einrichtungen. 3. Aufl. München: Urban & Fischer; 2016.

Kramer A, Assadian O, Wilhelm M. Konsequenzen der Nutzen-Risiko-Bewertung von Desinfektionswirkstoffen. In: Kramer A, Assadian O, Exner M, Hübner N, Simon A, Hrsg. Krankenhaus- und Praxishygiene: Hygienemanagement und Infektionsprävention in medizinischen und sozialen Einrichtungen. 3. Aufl. München: Urban & Fischer; 2016. p. 62–4.

Kramer A, Rudolph P, Kampf G, Pittet D. Limited efficacy of alcohol-based hand gels. *Lancet.* 2002;359(9316):1489–90.

Krüger S, Zschaler R. Reinigung und Desinfektion Kommentar zu DIN 10516. 2. Aufl. Berlin, Wien, Zürich: Beuth; 2010.

Kuroda T, Kinoshita Y, Niwa H, Shinzaki Y, Tamura N, Hobo S, Kuwano A. Meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* colonisation and infection in Thoroughbred racehorses and veterinarians in Japan. *Vet Rec.* 2016;178(19):473.

Lin Y, Barker E, Kislow J, Kaldhone P, Stemper ME, Pantrangi M, Moore FM, Hall M, Fritsche TR, Novicki T, Foley SL, Shukla SK. Evidence of multiple virulence subtypes in nosocomial and community-associated MRSA genotypes in companion animals from the upper midwestern and northeastern United States. *Clin Med Res.* 2011;9(1):7–16.

Loeffler A, Pfeiffer DU, Lindsay JA, Soares Magalhaes RJ, Lloyd DH. Prevalence of and risk factors for MRSA carriage in companion animals: a survey of dogs, cats and horses. *Epidemiol Infect.* 2011;139(7):1019–28.

Loncaric I, Kunzel F, Licka T, Simhofer H, Spargser J, Rosengarten R. Identification and characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) from Austrian companion animals and horses. *Vet Microbiol.* 2014;168(2-4):381–7.

Louwers J, Klein G. Eignung von Probenahmemethoden zur Umgebungsuntersuchung in fleischgewinnenden und -verarbeitenden Betrieben mit EU-Zulassung. *Berl Münch Tierarztl Wschr.* 1994;107(11):367–73.

Maddox TW, Clegg PD, Diggle PJ, Wedley AL, Dawson S, Pinchbeck GL, Williams NJ. Cross-sectional study of antimicrobial-resistant bacteria in horses. Part 1: Prevalence of antimicrobial-resistant *Escherichia coli* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Equine Vet J.* 2012;44(3):289–96.

Marten J. Leitsatz: Bauliche Anlagen für die Pferdehaltung. KTBL Arbeitsblatt Bauwesen und Tierhaltung Nr. 1108; Hrsg. Kuratorium für Technik und Bauwesen in der Landwirtschaft: Darmstadt; 2000.

Merck. Nährböden Handbuch. Darmstadt: E. Merck; 1988.

Middleton JR, Fales WH, Luby CD, Oaks JL, Sanchez S, Kinyon JM, Wu CC, Maddox CW, Welsh RD, Hartmann F. Surveillance of *Staphylococcus aureus* in veterinary teaching hospitals. *J Clin Microbiol.* 2005;43(6):2916–9.

Morley PS. Evidence-based infection control in clinical practice: if you buy clothes for the emperor, will he wear them? *J Vet Intern Med.* 2013;27(3):430–8.

Müller W, Schlenker G, Zucker B. Hygiene in der Pferdehaltung. In: Müller W, Schlenker G, Zucker B, Müller-Schlenker-Zucker, Hrsg. Kompendium der Tierhygiene: Gesundheits-, Tier-, Umwelt- und Verbraucherschutz. 4. Aufl. unter neuer Hrsg.-schaft. Berlin: Lehmanns Media; 2011(Tiermedizin). p. 140–5.

Müller W, Schlenker G, Zucker B. Hygiene in Tierkliniken und Kleintierpraxen. In: Müller W, Schlenker G, Zucker B, Müller-Schlenker-Zucker, Hrsg. Kompendium der Tierhygiene: Gesundheits-, Tier-, Umwelt- und Verbraucherschutz. 4. Aufl. unter neuer Hrsg.-schaft. Berlin: Lehmanns Media; 2011(Tiermedizin). p. 23–31.

Müller W, Schlenker G, Zucker B. Reinigung und Desinfektion in der Tierproduktion. In: Müller W, Schlenker G, Zucker B, Müller-Schlenker-Zucker, Hrsg. Kompendium der

Tierhygiene: Gesundheits-, Tier-, Umwelt- und Verbraucherschutz. 4. Aufl. unter neuer Hrsg.-schaft. Berlin: Lehmanns Media; 2011(Tiermedizin). p. 19–22.

Müller W, Schlenker G, Zucker B, Müller-Schlenker-Zucker, Hrsg. Kompendium der Tierhygiene Gesundheits-, Tier-, Umwelt- und Verbraucherschutz. 4. Aufl. Berlin: Lehmanns Media. 2011. (Tiermedizin).

Nattermann H. Druse. In: Dietz O, Huskamp B, Hrsg. Handbuch Pferdepraxis: 131 Tabellen. 3. Aufl. Stuttgart: Enke; 2006. p. 709–11.

Panchaud Y, Gerber V, Rossano A, Perreten V. Bacterial infections in horses: a retrospective study at the University Equine Clinic of Bern. Schweiz Arch Tierheilk. 2010;152(4):176–82.

Pfannenschmidt F. Eignung des Nass - Trockentupfer Verfahrens (NTT) DIN 10113; 1997-07 zur Bestimmung des Hygienestatus in Melkanlagen [Dissertation med.vet]. Hannover: Tierärztl. Hochschule Hannover; 2003.

Pycock JF, Allen WE. The early chemotactic reaction of the equine uterus to acute inflammatory stimulation. Tierarztl Prax Suppl. 1989;4:17–20.

Retailiau HF, Hightower AW, Dixon RE, Allen JR. *Acinetobacter calcoaceticus*: a nosocomial pathogen with an unusual seasonal pattern. J Infect Dis. 1979;139(3):371–5.

Rolle M, Mayr A, Büttner M, Hrsg. Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre 127 Tabellen. 8. Aufl. Stuttgart: Enke; 2007

Rubini S, Ravaioli C, Previato S, D'Incau M, Tassinari M, Guidi E, Lupi S, Merialdi G, Bergamini M. Prevalence of *Salmonella* strains in wild animals from a highly populated area of north-eastern Italy. An Ist Super Sanita 2016;52(2):277–80.

Ruple-Czerniak AA, Aceto HW, Bender JB, Paradis MR, Shaw SP, van Metre DC, Weese JS, Wilson DA, Wilson J, Morley PS. Syndromic surveillance for evaluating the occurrence of healthcare-associated infections in equine hospitals. Equine Vet J. 2014;46(4):435–40.

Rupp ME, Fitzgerald T, Puumala S, Anderson JR, Craig R, Iwen PC, Jourdan D, Keuchel J, Marion N, Peterson D, Sholtz L, Smith V. Prospective, controlled, cross-over trial of alcohol-based hand gel in critical care units. Infect Control Hosp Epidemiol. 2008;29(1):8–15.

Russell TM, Kearney C, Pollock PJ. Surgical treatment of septic jugular thrombophlebitis in nine horses. Vet Surg. 2010;39(5):627–30.

Schmiedel J, Falgenhauer L, Domann E, Bauerfeind R, Prenger-Berninghoff E, Imirzalioglu C, Chakraborty T. Multiresistant extended-spectrum  $\beta$ -lactamase-producing Enterobacteriaceae from humans, companion animals and horses in central Hesse, Germany. BMC Microbiol. 2014;14:187.

Schnellmann C, Gerber V, Rossano A, Jaquier V, Panchaud Y, Doherr MG, Thomann A, Straub R, Perreten V. Presence of new mecA and mph(C) variants conferring antibiotic resistance in Staphylococcus spp. isolated from the skin of horses before and after clinic admission. J Clin Microbiol. 2006;44(12):4444–54.

Schott HC2, Ewart SL, Walker RD, Dwyer RM, Dietrich S, Eberhart SW, Kusey J, Stick JA, Derksen FJ. An outbreak of salmonellosis among horses at a veterinary teaching hospital. J Am Vet Med Assoc. 2001;218(7):1152-9.

Seifert H, Baginski R, Schulze A, Pulverer G. The distribution of Acinetobacter species in clinical culture materials. Zentralbl Bakteriol. 1993;279(4):544–52.

Seifert H, Dijkshoorn L, Gerner-Smidt P, Pelzer N, Tjernberg I, Vaneechoutte M. Distribution of Acinetobacter species on human skin: comparison of phenotypic and genotypic identification methods. J Clin Microbiol. 1997;35(11):2819–25.

Selbitz H. Bakterielle Krankheiten der Tiere: Gramnegative fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien. In: Rolle M, Mayr A, Büttner M, Hrsg. Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre: 127 Tabellen. 8. Aufl. Stuttgart: Enke; 2007; p. 426–30.

Selbitz H. Gattung Salmonella. In: Selbitz H, Truyen U, Valentin-Weigand P, Hrsg. Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2013. p. 199–209.

Sieber S, Gerber V, Jandova V, Rossano A, Evison JM, Perreten V. Evolution of multidrug-resistant Staphylococcus aureus infections in horses and colonized personnel in an equine clinic between 2005 and 2010. Microb Drug Resist. 2011;17(3):471–8.

Steiger A. Desinfektion. 1. Auflage. Jena: Gustav Fischer Verlag; 1986.

Steuer W, Schubert F. Leitfaden der Desinfektion, Sterilisation und Entwesung. 8. Aufl. Hamburg: Behr's; 2007.

Strauch D, Böhm R, Hrsg. Reinigung und Desinfektion in der Nutztierhaltung und Veredelungswirtschaft. 2. Aufl. Stuttgart: Enke; 2002.

Tillotson K, Savage CJ, Salman MD, Gentry-Weeks CR, Rice D, Fedorka-Cray PJ, Hendrickson DA, Jones RL, Nelson W, Traub-Dargatz JL. Outbreak of *Salmonella infantis* infection in a large animal veterinary teaching hospital. *J Am Vet Med Assoc* 1997;211(12):1554–7.

Traub-Dargatz JL, Dargatz DA. A retrospective study of vein thrombosis in horses treated with intravenous fluids in a veterinary teaching hospital. *J Vet Intern Med*. 1994;8(4):264–6.

Traub-Dargatz JL, Dargatz DA, Morley PS, Dunowska M. An overview of infection control strategies for equine facilities, with an emphasis on veterinary hospitals. *The Veterinary clinics of North America. Equine Pract.* 2004;20(3):507-20, v.

Traub-Dargatz JL, Weese JS, Rousseau JD, Dunowska M, Morley PS, Dargatz DA. Pilot study to evaluate 3 hygiene protocols on the reduction of bacterial load on the hands of veterinary staff performing routine equine physical examinations. *Can Vet J*. 2006;47(7):671–6.

Valentin-Weigand P. Aktinomyzeten: Gattung *Rhodococcus*. In: Selbitz H, Truyen U, Valentin-Weigand P, Hrsg. *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2013. p. 305–7.

Valentin-Weigand P. Grampositive Kokken: Gattung *Staphylococcus*. In: Selbitz H, Truyen U, Valentin-Weigand P, Hrsg. *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2013. p. 256–61.

Valentin-Weigand P. Grampositive Kokken: Gattung *Streptococcus*. In: Selbitz H, Truyen U, Valentin-Weigand P, Hrsg. *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2013. p. 261–7.

van den Eede A, Hermans K, van den Abeele A, Floré K, Dewulf J, Vanderhaeghen W, Crombé F, Butaye P, Gasthuys F, Haesebrouck F, Martens A. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) on the skin of long-term hospitalised horses. *Vet J*. 2012;193(2):408–11.

van Duijkeren E, Moleman M, Sloet van Oldruitenborgh-Oosterbaan, M M, Mullem J, Troelstra A, Fluit AC, van Wamel, W J B, Houwers DJ, Neeling AJ de, Wagenaar JA. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in horses and horse personnel: an investigation of several outbreaks. *Vet Microbiol*. 2010;141(1-2):96–102.

van Duijkeren E, van Asten AJ, Gaastra W. Characterization of *Escherichia coli* isolated from adult horses with and without enteritis. *Vet Q*. 2000;22(3):162–6.

van Spijk JN, Schmitt S, Furst AE, Schoster A. A retrospective analysis of antimicrobial resistance in bacterial pathogens in an equine hospital (2012-2015). *Schweiz Arch Tierheilkd*. 2016;158(6):433–42.

Vaneechoutte M, Devriese LA, Dijkshoorn L, Lamote B, Deprez P, Verschraegen G, Haesebrouck F. *Acinetobacter baumannii*-infected vascular catheters collected from horses in an equine clinic. *J Clin microbiol.* 2000;38(11):4280–1.

Venner M, Astheimer K, Lämmer M, Giguère S. Efficacy of mass antimicrobial treatment of foals with subclinical pulmonary abscesses associated with *Rhodococcus equi*. *J Vet Intern Med.* 2013;27(1):171–6.

Vincent J. Nosocomial infections in adult intensive-care units. *Lancet.* 2003;361(9374):2068–77.

Vincze S, Brandenburg AG, Espelage W, Stamm I, Wieler LH, Kopp PA, Lübke-Becker A, Walther B. Risk factors for MRSA infection in companion animals: results from a case-control study within Germany. *Intern J Med Microbiol.* 2014;304(7):787–93.

Vo ATT, van Duijkeren E, Fluit AC, Gaastra W. Characteristics of extended-spectrum cephalosporin-resistant *Escherichia coli* and *Klebsiella pneumoniae* isolates from horses. *Vet Microbiol.* 2007;124(3-4):248–55.

Walther B, Wieler LH, Janßen T, Lübke-Becker A. Hygiene zwischen Stall und High-Tech-OP: Pferdekliniken. *Hyg Med.* 2013;38:312–5.

Weese JS, Rousseau J, Willey BM, Archambault M, McGeer A, Low DE. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in horses at a veterinary teaching hospital: frequency, characterization, and association with clinical disease. *J Vet Intern Med.* 2006;20(1):182–6.

Weese JS. Barrier precautions, isolation protocols, and personal hygiene in veterinary hospitals. *Vet Clin North Am Equine Pract.* 2004;20(3):543–59.

Weese JS, Rousseau J, Traub-Dargatz JL, Willey BM, McGeer AJ, Low DE. Community-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in horses and humans who work with horses. *J Am Vet Med Assoc.* 2005;226(4):580–3.

Westgate SJ, Percival SL, Knottenbelt DC, Clegg PD, Cochrane CA. Microbiology of equine wounds and evidence of bacterial biofilms. *Vet Microbiol.* 2011;150:152–9.

Wieler LH, Ewers C. Gattung *Escherichia*. In: Selbitz H, Truyen U, Valentin-Weigand P, Hrsg. *Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre*. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2013. p. 187–97.

Woolcock JB. Epidemiology of equine streptococci. *Res Vet Sci.* 1975;18(1):113–4.

## 9 Anhang

### 9.1 Fragebogen

#### Hygieneregime der Chirurgischen Tierklinik

##### Allgemein:

Gibt es Hygienepläne?

Nein

Wenn ja für welche Räume und Tätigkeiten?

Werden die zur Reinigung und Desinfektion verwendeten Lappen wiederverwendet?

ja

Wenn ja, wie oft werden genutzte Tücher durch saubere ausgetauscht?

Abhängig vom Verschmutzungsgrad

Wie oft wird das Reinigungswasser gewechselt? (z.B. nach jeder Box?)

Nach jeder Box, teils auch mehrmals pro Box wenn schmutzig

Wer reinigt und desinfiziert?

Im Stallbereich die Tierpfleger (Leiterin: Frau Sabine Bemann)  
im Klinikbereich Apothekenpersonal also Tiermedizinische Fachangestellte (Frau Kathrin Fink)

Stallbereich: Boxen und Stallgänge, OP-Wagen, Aufwachboxen

Klinikbereich: Klinikhalle, OP, Apotheke, Instrumente, Räume für Bildgebung

**Wird das Mittel für die Flächendesinfektion in bestimmten Abständen gewechselt?**

nein

**Welches Händedesinfektionsmittel wird verwendet und wo befinden sich Spender?**

Softa Man, Sterilium, Braunoderm, je nach Vorliebe Mitarbeiter,

Behandlungshalle: Waschbecken und Händedesinfektionsmittel,

OP: mehrere Händedesinfektionsmittel an den Waschbecken zum Waschen für den OP

CT: 3 Waschbecken mit Händedesinfektionsmittel (ehemaliger OP)

**Wie und worin wird das Desinfektionsmittel gelagert?**

Sogenanntes Pferdebad, Raum in dem auch Kärcher und Putzmaschinen stehen, in Originalbehältern/Kanistern

Ein Kanister befindet sich im OP

Lager im Keller

## **1. Reinigung und Desinfektion im Stallbereich**

**1.1 Welches Reinigungsmittel wird für die Boxen verwendet? (Name und Konzentration)**

Spülmittel

**1.2 Welches Reinigungsmittel wird für den Stallgang verwendet? (Name und Konzentration)**

Spülmittel



**1.3 Welches Desinfektionsmittel wird für die Boxen verwendet? (Name und Konzentration)**

Melsept SF, 2%, Einwirkzeit 15 min

**1.4 Welches Desinfektionsmittel wird für den Stallgang verwendet? (Name und Konzentration)**

Melsept SF, 2%, Einwirkzeit 15 min

**1.5 Wird zu Beginn der Reinigung grober Schmutz entfernt? (wie Box auskehren nach ausmisten)**

Ja nach ausmisten wird ausgekehrt

**1.6 Wie oft werden die Boxen gereinigt?**

Wenn möglich nach jedem Patienten, bei Überbelegung manchmal nicht möglich

**1.7 Wie oft wird der Stallgang gereinigt?**

2 bis 3-mal pro Woche, nach Bedarf

**1.8 In welcher Form werden die Boxen gereinigt? (z.B. Kärcher, Wischreinigung)**

Meist mit Schrubber, teilweise Kärcher, Dampfreiniger

**1.9 In welcher Form wird der Stallgang gereinigt?**

Bodenreinigungsmaschine

**1.10 Wie oft werden die Boxen desinfiziert und in welcher Form? (z.B. Wischdesinfektion, Sprühdesinfektion, Einwirkzeit)**

Nach Reinigung, nicht unbedingt nach jedem Patienten, Schrubber bzw. meist mit Gießkanne einweichen (Nassdesinfektion), 15 min

**1.11 Wie oft wird der Stallgang desinfiziert und in welcher Form? (z.B. Wischdesinfektion, Sprühdesinfektion, inkl. Einwirkzeit)**

Nach gewissen Behandlungen auf dem Stallgang, wenn Gefahr infektiöses Material

Einweichen, 20 min Einwirkzeit, wegspülen

**1.12 Wie oft und in welcher Form erfolgt die Reinigung und Desinfektion des Medikamententisches in der Intensivstation?**

Nach Bedarf abwischen, meist täglich, keine Desinfektion

**1.13 Welches Mittel zur Reinigung und welches Mittel zur Desinfektion des Medikamentenschrankes? (Name und Konzentration)**

Spülmittel, wenn überhaupt Desinfektion dann Meliseptol Foam pure

**1.14 Wie oft und mit welchen Mitteln erfolgt die Reinigung und ggf. Desinfektion der Halfter und Stricke?**

Mit Spülmittel waschen, wenn infektiöse Krankheit einlegen in Melsept SF 1% 1h, Problem des Materialverschleißes durch Desinfektionsmittel

## **2. Behandlungsraum**

**2.1 Welches Reinigungsmittel wird verwendet?**

Spülmittel

## 2.2 Welches Desinfektionsmittel wird verwendet?

Melsept SF, 2%, 15 min Einwirkzeit

## 2.3 Wie oft erfolgt die Reinigung und in welcher Form?

Klinikhalle nach Bedarf bzw. bei Zeit ohne OP, Geräte einmal wöchentlich

## 2.4 Wie oft erfolgt die Desinfektion und in welcher Form? Wie lange ist die Einwirkzeit?

Klinikhalle nach Bedarf bzw. bei Zeitfenster ohne OP, Geräte einmal wöchentlich,

Melsept SF 2%, 15 min bzw. Meliseptol Foam pure, 1 min je nach Größe der Fläche

## 2.5 Wie oft und in welcher Form erfolgt die Reinigung des Untersuchungsstandes?

Mindestens täglich, sonst bei Bedarf, Schrubber und Lappen

## 2.6 Wie oft und in welcher Form erfolgt die Desinfektion des Untersuchungsstandes?

Wöchentlich sonst bei Bedarf, Schrubber und Lappen

## 2.7 Welche Mittel für Reinigung und welche Mittel für Desinfektion des Untersuchungsstandes?

Spülmittel

Melsept SF 2%, 15 min Einwirkzeit

## 2.8 Wie oft und in welcher Form Reinigung der Aufwachboxen?

Nach jeder Benutzung gekehrt, gespült mit Wasser und Spülmittel

### 2.9 Wie oft und in welcher Form Desinfektion der Aufwachboxen?

Nach jeder Benutzung, Schrubber bzw. Einweichen, Desinfektion führt zu Bodenschäden

### 2.10 Welches Reinigungsmittel und welches Desinfektionsmittel wird für die Aufwachboxen verwendet?

Spülmittel

Melsept SF 2%, 15 min

### 2.11 Wie oft und in welcher Form Reinigung des OP-Wagens?

Nach jeder Benutzung abspülen und abschiebern

### 2.12 Wie oft und in welcher Form Desinfektion des OP-Wagens?

Mindestens einmal wöchentlich, sonst nach Bedarf

### 2.13 Welches Reinigungsmittel und welches Desinfektionsmittel wird für den OP-Wagen verwendet?

Spülmittel

Melsept SF 2%, 15 min

## 3. Bildgebung

### 3.1 Wie oft und in welcher Form Reinigung des Röntgenraumes, des Szintigraphieraumes und des CT-Raumes?

Oberflächen wöchentlich, CT alle 2 Wochen, Böden im Röntgenraum durch Reinigungsfirma (wohl nicht immer zufriedenstellend)

### 3.2 Wie oft Desinfektion der Bildgebungsräume?

Röntgenraum wenig nur nach Bedarf, meist nur Reinigung, ansonsten nach Bedarf

### 3.3 Welche Reinigungs- und Desinfektionsmittel werden verwendet?

Spülmittel,

Melsept SF 2%, 15 min

### 3.4 Wie oft und in welcher Form Reinigung und Desinfektion Kopfteil des CT?

Nach jeder Benutzung, Wischen mit Lappen

### 3.5 Welche Mittel zur Reinigung und Desinfektion für Kopfteil des CT?

Spülmittel

Meliseptol Foam pure, 1 min oder Melsept 2%; 15 min, je nach Flächengröße

## 4. OP-Bereich

### 4.1 Welches Reinigungsmittel wird für den OP verwendet? (Name und Konzentration)

Spülmittel

### 4.2 Welches Desinfektionsmittel wird für den OP verwendet? (Name und Konzentration)

Melsept SF 2%, 15 min, teilweise als Reinigung und Desinfektion in einem genutzt

### 4.3 Wie oft Reinigung des OP und in welcher Form?

Boden und Wände nach Bedarf, mind. monatlich

#### 4.4 Wie oft Desinfektion des OP und in welcher Form? Wie lange ist die Einwirkzeit?

Boden und Wände nach Bedarf, mind. monatlich,

Melsept SF 2%, 15 min

#### 4.5 Wie oft und in welcher Form Reinigung von OP-Tisch und Anästhesiegeräte?

Narkosegeräte nach Bedarf, Geräte mind. wöchentlich

#### 4.6 Welches Mittel wird zur Reinigung des OP-Tisches und der Anästhesiegeräte verwendet?

Spülmittel,

teils Melsept SF 2%, 15 min zur Reinigung und Desinfektion genutzt

#### 4.7 Wie oft und in welcher Form Desinfektion von OP-Tisch und Anästhesiegeräte?

Narkosegeräte alle 2 Wochen, Geräte mind. Wöchentlich, Wischdesinfektion

#### 4.8 Welches Mittel wird zur Desinfektion des OP-Tisches und der Anästhesiegeräte verwendet?

Melsept SF 2%, 15 min bzw. Meliseptol Foam pure, 1 min je nach Fläche,

Schläuche des Narkosegerätes in Helipur 1% 1h einlegen

## 5. Instrumente

5.1 Wo erfolgt die Reinigung des OP-Bestecks? Gibt es eine Seite für gebrauchtes Besteck und eine für gereinigtes Besteck?

In dem Spülraum für Besteck, gebrauchtes Besteck wird am Waschbecken ab gespült manuell unter laufendem Wasser mit Spülmittel, danach in Waschmaschine/Aufbereitungsmaschine

5.2 Welches Mittel wird für die Reinigung des OP-Bestecks verwendet und in welcher Konzentration?

Neutralisator: BeliClean SZ gebrauchsfertiger Kanister in Aufbereitungsmaschine

Reinigungsmittel: BeliClean M Universal gebrauchsfertig in Aufbereitungsmaschine

5.3 Welches Mittel wird für die Desinfektion des OP-Bestecks verwendet und in welcher Konzentration? Wie lange ist die Einwirkzeit?

Heißluftdesinfektion?

5.4 Erfolgt die Reinigung und Desinfektion nach jedem Gebrauch? (auch bei nicht in OP angewendetem Besteck wie zur Wundversorgung)

Ja, direkt nach Gebrauch

5.5 Wie erfolgt die Sterilisation des OP-Bestecks? In welcher Form?

134° C, 2 bar im Autoklav, also Dampfsterilisation

5.6 Wie oft und in welcher Form erfolgt die Reinigung von Endoskopen bzw. Arthroskopen?

Endoskope nach Verwendung, gereinigt mit Spülmittel,

Arthroskope wie Instrumente behandelt in Aufbereitungsmaschine

5.7 Wie oft und in welcher Form erfolgt die Desinfektion von Endoskopen bzw. Arthroskopen?

Endoskope: werden in Medizinischer Tierklinik desinfiziert

Arthroskope: in Autoklav wie OP-Besteck

5.8 Welche Mittel werden zur Reinigung und Desinfektion von Endoskopen und Arthroskopen eingesetzt? Welche Einwirkzeit?

Endoskope nicht bekannt,

Arthroskope in Autoklav bei 134°C bei 2 bar



## 9.2 Instrumentenaufbereitung



Abbildung 17: Telefon in der Instrumentenaufbereitung



Abbildung 18: Schablone auf Instrumentenwagen



**Abbildung 19: Flächen links und rechts des Waschbeckens mit Tüchern abgedeckt sowie Tablett am Waschbecken**

### **9.3 Klinikhalle und Mittelgang**



**Abbildung 20: Mittelgang, links hinter Säulen Heu und Strohlager**





**Abbildung 21: Trensen in Sattelkammer**



**Abbildung 22: Halfter in Sattelkammer**



## 9.4 Stall



Abbildung 23: Stallgasse nach Reinigung

## 9.5 OP-Saal



Abbildung 24: Infusomat nach Reinigung



**Abbildung 25: OP-Lampe**



**Abbildung 26: Y-Stück Tubus**





**Abbildung 27: Anästhesieturm**

## Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Bakteriologische Untersuchungen .....	31
Tabelle 2: Mastermix der <i>Staphylococcus aureus spa</i> -PCR.....	33
Tabelle 3: Mastermix für die <i>mecA</i> -PCR.....	33
Tabelle 4: Sequenzen der verwendeten Primer.....	33
Tabelle 5: Temperatur-Zeit-Schema für die <i>Staphylococcus aureus spa</i> -PCR .....	34
Tabelle 6: Temperatur-Zeit-Schema der <i>mecA</i> -PCR.....	34
Tabelle 7: Herstellung eines Agarosegels.....	35
Tabelle 8: Patienten mit Verdacht auf nosokomiale Erkrankungen .....	43
Tabelle 9: Nachweis spezieller Keime am Patienten.....	44
Tabelle 10: Ergebnisse Probennahmen Instrumentenaufbereitung .....	47
Tabelle 11: Ergebnisse Probennahmen Bildgebung.....	49
Tabelle 12: Ergebnisse Probennahmen Klinikhalle und Mittelgang .....	52
Tabelle 13: Ergebnisse Probennahmen Stall.....	58
Tabelle 14: Ergebnisse Probennahmen OP-Saal .....	62
Tabelle 15: Hygieneplan (Entwurf) Klinik für Pferde.....	64



## Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: <i>Brilliance™ E. coli</i> /Coliform Selektiv Agar .....	23
Abbildung 2: <i>S. aureus</i> -verdächtige Kultur auf CHROMagar™ MRSA .....	25
Abbildung 3: Grundriss der Chirurgischen Tierklinik der Veterinärmedizinischen Fakultät....	38
Abbildung 4: Spatzen auf dem Fenster über einer Intensivbox.....	39
Abbildung 5: offener Kanülenabfallbehälter.....	39
Abbildung 6: Tablett neben Waschbecken .....	46
Abbildung 7: Pfütze auf Boden des Röntgenraumes .....	48
Abbildung 8: Waschbecken im Klinikbereich mit Seifen- und Desinfektionsmittelspender ...	50
Abbildung 9: Untersuchungsstand .....	50
Abbildung 10: Aufwachbox .....	51
Abbildung 11: Bremserwagen .....	55
Abbildung 12: Tränke mit stehendem Wasser.....	56
Abbildung 13: Futtertrog.....	56
Abbildung 14: Luftkeimsammelprobe Stall.....	57
Abbildung 15: Anästhesiewagen .....	61
Abbildung 16: OP-Tisch mit Plane mit orangefarbenem Wagen im Hintergrund .....	62
Abbildung 17: Telefon in der Instrumentenaufbereitung.....	101
Abbildung 18: Schablone auf Instrumentenwagen.....	101
Abbildung 19: Flächen links und rechts des Waschbecken mit Tüchern abgedeckt sowie Tablett am Waschbecken.....	102
Abbildung 20: Mittelgang, links hinter Säulen Heu und Strohlager .....	102
Abbildung 21: Trensen in Sattelkammer.....	103
Abbildung 22: Halfter in Sattelkammer .....	104
Abbildung 23: Stallgasse nach Reinigung .....	105
Abbildung 24: Infusomat nach Reinigung .....	105
Abbildung 25: OP-Lampe.....	106
Abbildung 26: Y-Stück Tubus.....	106
Abbildung 27: Anästhesieturm.....	107

## **Danksagung**

An dieser Stelle möchte ich allen danken, die an der Erstellung meiner Doktorarbeit in direkter oder indirekter Form beteiligt waren.

Besonders bedanken möchte ich mich bei Herrn Prof. Dr. Uwe Truyen für die Bereitstellung und Überlassung des Themas sowie für die wissenschaftliche Betreuung dieser Promotionsarbeit.

Bedanken möchte ich mich auch bei Herrn Prof. Dr. Walter Brehm und den Mitarbeitern der Chirurgischen Tierklinik (inzwischen Klinik für Pferde) der Veterinärmedizinischen Fakultät, die mir meine Promotion ermöglicht haben.

Ein großer Dank gilt Frau Dr. Stephanie Speck für die wissenschaftliche Betreuung und tatkräftige Hilfe sowie die konstruktive Unterstützung bei allen auftretenden Fragen und der Verfassung meiner Dissertation.

Vielen lieben Dank allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Instituts für Tierhygiene und Öffentliches Veterinärwesen für ihre Hilfe und Unterstützung, das kollegiale Miteinander und die Ermutigung.

Meinen Eltern danke ich für ihre großartige Unterstützung.

Ebenso danke ich meinen Freunden innerhalb und außerhalb des Instituts dafür, dass sie immer für mich da waren.